

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO *in vitro* DEL HONGO *Pycnoporus sanguineus* EN RESIDUOS AGROFORESTALES, EN MONTERÍA CÓRDOBA.

NINA VICTORIA RODRÍGUEZ VALBUENA



**UNIVERSIDAD DE CÓRDOBA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
PROGRAMA DE BIOLOGÍA
MONTERÍA-CÓRDOBA**

2020

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO *in vitro* DEL HONGO *Pycnopus sanguineus* EN RESIDUOS AGROFORESTALES, EN MONTERÍA CÓRDOBA.

NINA VICTORIA RODRÍGUEZ VALBUENA

Trabajo de grado para optar el título de Biólogo.



DIRECTOR
LUIS ELIECER OVIEDO ZUMAQUE
Licenciado en Biología y Química e Ingeniero Agrónomo.
MSc. Microbiología.

UNIVERSIDAD DE CÓRDOBA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
PROGRAMA DE BIOLOGÍA
MONTERÍA-CÓRDOBA

2020

EL JURADO CALIFICADOR NO SERÁ RESPONSABLE DE LAS IDEAS EMITIDAS POR
LOS AUTORES (Art. 46, acuerdo nº 006 de mayo 9 de 1979. Consejo Directivo)

EL JURADO CALIFICADOR NO SERÁ RESPONSABLE DE LAS IDEAS
EMITIDAS POR LOS AUTORES (Art. 46, acuerdo nº 006 de mayo 9 de 1979.
Consejo Directivo)

Nota de Aceptación

Luis Eliecer Oviedo Zumaque

Director

Orfa Inés Contreras

Jurado

Gabriel Montes Fuentes

Jurado

Montería-Córdoba

2020

DEDICATORIA

A Dios, mi padre celestial que me dio la fortaleza, la sabiduría y me guio durante todo el proceso, a mis padres Dagoberto Rodríguez Torralvo y Marlene Valbuena Arias por su amor y enseñanzas como persona en el día a día, a mi tía Alina Rodríguez, a mis hermanos Juan Camilo Rodríguez Valbuena, Laura Sofía Rodríguez Valbuena, Mary del Pilar Rodríguez Valbuena y mis sobrinos María Isabel Contreras Rodríguez, Valery Sofía Caraballo Rodríguez, Juan Felipe Rodríguez Guzmán, por siempre alegrarme la vida, los amo; a todos mis compañeros y amigos que conocí durante este proceso, en especial a Jesús Sierra, Yesmith Conde, Mauricio Plaza, María Humanez, Harold Urango, Wilmer Gonzalez, Xavier Gonzalez, Duvan Villera, Laura Ruiz, Angie Guzman, Yulianis Saenz y Mario Rodríguez, por su apoyo incondicional en los momentos de dificultad y todos los que me apoyaron de una u otra manera para culminar con éxito este proyecto. A todos ellos, millones de gracias. Son y serán muy importantes para mi.

AGRADECIMIENTOS

- A Dios por darme la sabiduría, entendimiento y dedicación en cada proceso del proyecto.
- A mis padres, por su voluntad y confianza son muestras de sincero apoyo y amor.
- A Profesor Luis Oviedo Zumaque, MSc. Microbiología y Director del trabajo de grado por sus instrucciones y dedicación permitieron el desarrollo del mismo.
- A los auxiliares Mara Villalba, Johan Cardona y Wilson Baldovino por su paciencia y dedicación fueron indispensables.
- Al grupo de Biotecnología GRUBIODEG de la universidad de Córdoba por su colaboración en la instalación y préstamo de materiales que hicieron posible esta investigación.
- A mis amigos y compañeros por ser un apoyo incondicional.
- A todos los profesores que hicieron parte de mi desarrollo profesional.
- A la universidad de Córdoba por acogerme y brindarme la oportunidad de formarme profesionalmente.

TABLA DE CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN	19
INTRODUCCIÓN	20
1. MARCO REFERENCIAL	23
1.1. Antecedentes	23
1.2. Marco teórico	24
1.2.1. Generalidades de los hongos	24
1.2.1.1. Características morfológicas de los hongos	24
1.2.2. Reproducción de los hongos	22
1.2.2.1. Reproducción asexual	25
1.2.2.2. Reproducción sexual	25
1.2.3. Distribución y habitat	27
1.2.4. Nutrición y formas de vida	27
1.2.5. Metabolismo de los hongos	27
1.2.6. El papel que desempeñan desde el punto de vista biológico	28
1.2.7. Filogenia	29
1.2.7.1. Clase <i>Basidiomycetes</i>	30
1.2.7.2. Ciclo de vida de los <i>basidiomycetes</i>	30

1.2.7.3. Familia <i>Polyporaceae</i> .	31
128. Características generales de <i>Pycnoporus sanguineus</i>	32
1.2.8.1 Taxonomía del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i>	32
1.2.8.2. Cultivo de <i>Pycnoporus</i> .	34
1.2.8.3. Medios de cultivos	35
1.2.8.3.1. Extracto de malta como sustrato para medio de cultivo	35
1.2.8.3.2. Papa Dextrosa (PDA) como sustrato para medios de cultivos.	35
1.2.8.3.3. Papa zanahoria como sustrato para medios de cultivos	35
1.2.8.3.4. Papa como sustrato para medios de cultivos.	37
1.2.8.3.5. Residuos agroforestales	38
1.2.8.3.5.1. Aserrín	38
1.2.9.1. Composición nutricional de cereales hidratados	39
2. OBJETIVOS	40
2.1. General	40
2.2. Específicos	40
3. Metodología	41
3.1. Fase de campo	41
3.1.1. Área de estudio	41
3.1.2. Colecta y toma de datos	42
3.2. Fase de laboratorio	42
3.2.1. Caracterización macro y micro morfológica del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> en diferentes medios de cultivos modificados con residuos agroforestales.	42
3.2.1.1. Montaje de crecimiento de espécimen.	42

3.2.1.2. Aislamiento, limpieza y desinfección de los basidiocarpos	42
3.2.1.3. Caracterización morfológicamente del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> .	43
3.2.1. DETERMINACIÓN LA TASA DE CRECIMIENTO MICELIAL DEL HONGO <i>Pycnoporus sanguineus</i> EN MEDIOS DE CULTIVOS COMERCIALES Y MODIFICADOS CON RESIDUOS AGROFORESTALES.	
3.2.2.1. Diseño de los diferentes medios para la determinación de la tasa micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> .	43
3.2.2.1. Inoculación en los medios de cultivo modificados.	43
3.2.2.2. Determinación de la tasa de crecimiento micelial.	44
3.2.3. COMPARACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL HONGO <i>Pycnoporus sanguineus</i> EN DIFERENTES SUSTRATOS DE CEREALES PARA MATERIAL SEMILLA.	44
3.2.3.1. Preparación de la semilla.	44
3.2.3.2. Inoculación del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> en los cereales hidratados.	44
3.2.3.3. Etapa de incubación.	44
3.2.3.4. Comparación y determinación del micelio para semilla del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> .	45
3.2.4. Análisis estadístico.	45
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	46
4.1. Caracterización morfológica macro y micro del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> .	46
4.1.1. Caracterización macroscópica del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> .	46
4.1.2. Caracterización del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> en diferentes medios de cultivos.	47
4.1.3. Caracterización micromorfológica del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> .	55
4.2. DETERMINACIÓN DE LA TASA DE CRECIMIENTO MICELIAL DEL HONGO <i>Pycnoporus sanguineus</i> EN MEDIOS DE CULTIVOS COMERCIALES Y MODIFICADOS CON RESIDUOS AGROFORESTALES.	57

4.2.1. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> en medios de cultivo comerciales.	57
4.2.2. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> en medios de cultivos modificados con residuos agroforestales de diferentes aserrines.	59
4.2.2.1. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> en medio Czapeck-dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de Guacamayo (<i>Basiloxylon excelsum</i>).	59
4.2.2.2 Determinación de la tasa de crecimiento micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> en medio Czapeck-dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de Roble (<i>Quercus humboldtii</i>).	60
4.2.2.3. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> en medio Czapeck-dox modificado con residuos agroforestales de una mezcla de aserrines (MDF, Cedro: <i>Cedrela odorata</i> y caracolí: <i>Anacardium excelsum</i>)	62
4.2.2.4. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de <i>Pycnoporus sanguineus</i> en medio Czapeck-dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (<i>Anacardium excelsum</i>).	63
4.3. COMPARACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL HONGO <i>Pycnoporus sanguineus</i> EN DIFERENTES SUSTRATOS DE CEREALES PARA MATERIAL SEMILLA.	64
4.3.1. Comparación del crecimiento del micelio del hongo <i>Pycnoporus sanguineus</i> en cuatro cereales: Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo.	64
5. CONCLUSIONES	68
6. RECOMENDACIONES	69
7. BIBLIOGRAFIA	70
8. ANEXOS	75

LISTA DE TABLAS

TABLA 1. Colores obtenidos con los hongos probados en diferentes mordientes. 31

TABLA 2. Composición nutricional de la zanahoria. 35

TABLA 3. Composición nutricional de la papa. 37

TABLA 4. Composición nutricional maíz 39

TABLA 5. Composición nutricional de millo 39

TABLA 6. Preparación de medios de cultivo czapeck dox modificados. 44

TABLA 7. Comparación del crecimiento del micelio del hongo *Pycnoporus sanguineus* en cuatro cereales: Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo. 67

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo sexual de los Basidiomiceto.

Figura 2. Árbol filogenético de la vida.

Figura 3. Filogenia de los hongos.

Figura 4. Poros del hongo *Pycnoporus sanguineus* en la cara inferior.

Figura 5. Corte longitudinal de un basidioma o cuerpo fructífero donde se observa la disposición del contexto y la capa de tubos (laminas).

Figura 6. Imagen del hongo *P. sanguineus*.

Figura 7. Componentes de la pared celular vegetal.

Figura 8. Mapa de localización de la vereda Costa de Oro, Montería: Lugar de la colecta de *Pycnoporus sanguineus*.

Figura 9. Características del Basidiocarpo de *P. sanguineus* vista en un estereoscopio. A: Vista posterior de *P. sanguineus*. B: Vista frontal de *P. sanguineus*. C. *P. sanguineus* adherido al sustrato y D: Vista en estereoscopio: Poros de *P. sanguineus*.

Figura 10. Medio agar malta con inóculo de *P. sanguineus*. A: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad, B: En condiciones de oscuridad.

Figura 11. Medio PDA con inóculo de *P. sanguineus*. A: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad, B: En condiciones de oscuridad.

Figura 12. En medio agar PDA modificado con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad B: En condiciones de oscuridad.

Figura 13. En medio agar Papa Zanahoria con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: En condiciones de oscuridad. B: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad.

Figura 14. A: En medio agar Extracto de Malta B: Agar Papa Dextrosa (PDA) C: Agar Papa no comercial D: Agar Papa Zanahoria cada uno con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, en condiciones de alternancia de luz/oscuridad (12h: 12h).

Figura 15. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

Figura 16. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de alternancia luz y oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de alternancia luz y oscuridad.

Figura 17. En medio Czapeck dox modificado con aserrín roble (*Quercus humboldtii*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

Figura 18. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de alternancia de luz/oscuridad (12h: 12h).

Figura 19. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad.

Figura 20. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

Figura 21. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de mezcla: cedro (*Cedrela odorata*), MDF y caracolí (*Anacardium excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 0.5% B: Concentración de 1% C: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

Figura 22. A: Esporas de *Pycnoporus sanguineus* teñida con azul de lactofenol. B: Esporas de *Pycnoporus sanguineus* sin tinción al 100X.

Figura 23. Características micromorfológicas de la cepa *Pycnoporus sanguineus*; A: Micelio de *Pycnoporus sanguineus* teñidas con azul de lactofenol. B: Micelio de

Pycnoporus sanguineus sin tinción. C y D: Micelio de *Pycnoporus sanguineus* con tinción de azul de lactofenol al 100X.

Figura 24. Evaluación del crecimiento micelial del hongo en medios comerciales y modificados con residuos agrícolas en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad.

Figura 25. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck-dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de Guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

Figura 26. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck-dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

Figura 27. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medios modificados con residuos agroforestales de mezcla de aserrines (MDF, Cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

Figura 28. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medios modificados con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

Figura 29. Colonización del micelio del hongo *Pycnoporus sanguineus* en cereales hidratados: **A:** Maíz amarillo, **B:** Maíz blanco, **C:** Millo blanco, **D:** Millo rojo.

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Preparación del medio Papa-zanahoria.

Anexo 2. Preparación del medio Papa no comercial.

Anexo 3. Composición del medio Czapek-Dox modificado con aserrín de Guacamayo (*Basiloxylon excelsum*).

Anexo 4. Composición del medio Czapek-Dox modificado con aserrín de Roble (*Quercus humboldtti*).

Anexo 5. Composición del medio Czapek-Dox modificado con aserrín de Caracolí (*Anacardium excelsum*).

Anexo 6. Composición del medio Czapek-Dox modificado con mezcla de aserrines: MDF, Cedro (*Cedrela odorata*), Caracolí (*Anacardium excelsum*).

Anexo 7. Evaluación del crecimiento micelial del hongo en medios comerciales y modificados con residuos agrícolas en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad.

Anexo 8. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek-Dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de Guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) en alternancia de luz/oscuridad y oscuridad.

Anexo 9. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek-Dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad (12h: 12h).

Anexo 10. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *P. sanguineus* en medio Czapek-Dox modificado con residuos agroforestales de mezcla de aserrines (MDF, Cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad.

Anexo 11. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek-Dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad.

RESUMEN

El hongo *Pycnoporus sanguineus* es un hongo filamentoso, de la familia Polyporaceae, degradadores de madera, producen pigmentos, generalmente derivados de ácidos polipóricos y terpenilquinones. *Pycnoporus*, representativo de los homobasidiomicetos saprofitos que tienen gran potencial lignocelulítico, se caracteriza por su coloración anaranjado brillante en sus cuerpos fructíferos o basidiocarpos; debido a compuestos derivados de la cinabarina (ácido cinabarínico y tramesanguina), con evidencia de actividad antibacteriana, antifúngica y antiviral. Es muy común en países tropicales y subtropicales. El presente trabajo tiene como objetivo evaluar el crecimiento *in vitro* del hongo *Pycnoporus sanguineus* en residuos agroforestales, en Montería-Córdoba, tomando desechos de la industria agroforestal como aserrines de diferentes especies maderables, las cuales fueron guacamayo (*Basioxylon excelsum*), roble (*Quercus humboldtii*), caracolí (*Anacardium excelsum*) y mezcla de aserrines (Cedro: *Cedrela odorata*, caracolí: *Anacardium excelsum* y MDF). Se realizó un muestreo en la vereda Costa de oro, y se colectó una cepa, la cual se aisló y se identificó. Posteriormente se inoculó en diferentes medios como PDA no comercial, en medios comerciales como PDA comercial y Malta, y en medios modificados como Papa-zanahoria, Czapek-Dox con aserrín de las especies maderables anteriormente mencionadas; para determinar la tasa de crecimiento micelial, los cuales se sometieron un material a alternancia de luz/oscuridad (12h:12h) y otro a total oscuridad (24h). Se realizó la comparación en diferentes cereales para material semilla como fue maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo. Los resultados mostraron que los medios modificados tienen un buen rendimiento frente a los medios comerciales y que existen diferencias estadísticamente significativas con ($p < 0,05$). En general al someter los medios a alternancia de luz/oscuridad (12h/2h) brindar valores más altos en los medios. La comparación en cereales mostró que el cereal: maíz amarillo y maíz blanco obtuvo una mayor pérdida de peso con 0,231 kg y 0,236 kg respectivamente a los 16 días de crecimiento.

Palabras claves: *Pycnoporus sanguineus*, crecimiento, residuos agroforestales, medios de cultivos y aserrines.

INTRODUCCIÓN

Los hongos basidiomicetos producen pudriciones blancas en la naturaleza y forman un grupo ecológico importante (Lomascolo et al., 2011). Dentro de esta clase se encuentra la familia Polyporaceae, degradadores de madera, producen pigmentos, generalmente derivados de ácidos polipóricos y terpenilquinones. En esta familia encontramos el género *Pycnoporus*, representativo de los homobasidiomicetos saprofitos que tienen gran potencial lignocelulítico, se caracteriza por su coloración anaranjado brillante en sus cuerpos fructíferos o basidiocarpos; debido a compuestos derivados de la cinabarina (ácido cinabarínico y tramesanguina) (Cruz, et al., 2015). Este es un hongo filamentoso, común en países tropicales y subtropicales; el cual ha sido de especial interés puesto que presenta una actividad no específica formando radicales libres, propiedades que determinan la capacidad de oxidación y degradación de diferentes compuestos de estructura moléculas compleja, de la que se ha reportado diferentes aplicaciones en la industria biotecnológica, principalmente en bioremediación de compuesto poliaromáticos, como lignina, ácido húmico, hidrocarburos derivados del petróleo y colorantes (Acosta-Urdapileta, et al., 2013).

Los residuos agroforestales son desechos sólidos industriales que se generan en altas cantidades y que en su disposición final son normalmente incinerados, degradados por procesos químicos (pirólisis, licuefacción, gasificación y combustión) o llevados a rellenos sanitarios; procesos que son altamente contaminante; sin embargo, ha surgido un método de aprovechamiento a través de tratamientos biotecnológicos, los cuales son de bajo costo y generan un impacto positivo en el medio ambiente (Martín et al., 1997).

La generación de residuos depende de la posición del país con respecto al ingreso promedio, al producto interno bruto y al consumo de la población que influye en la cantidad y el tipo de consumo. Las industrias agroforestales en Colombia generan una producción de 14.974.807 toneladas al año, principalmente al crecimiento

económico de la producción de este sector y estas producen alrededor de 71.943.813 t/ por año de residuos que en la mayoría de los casos son incinerados o llevados a rellenos sanitarios; de estos son aprovechados un 17% en comparación con países de la Unión Europea donde se aprovecha el 67% de los residuos generados. En cuanto al Sector forestal la regiones con mayor potencial es la costa caribe, luego la Región andina (MINAGRICULTURA, 2015); y el Departamento de Córdoba presenta gran potencial ratificado por la Corporación Nacional de Investigación y fomento forestal (CONI) con 189.753 tierras sin restricciones y tierra 233.770 restricciones menores, este recurso ha tenido altas tasas de aprovechamiento y manejo inadecuado por lo que su uso es limitado; sin embargo la alta demanda de muebles, sillas, camas entre otros subproductos de la industria maderera y subproductos de la industria agrícola con materia prima proveniente de Choco y el bajo Cauca ha generado grandes cantidades de residuos como aserrines, virutas, cascaras de frutas, capacho, tubérculos sin uso, entre otros en el Departamento de Córdoba, sin ningún tipo de aprovechamiento, acepción de abono y compostaje.

Pycnoporus sanguineus (L.) *Murrill*, presenta un gran potencial biotecnológico, por su poder lignocelulítico y por la producción de metabolitos secundarios. Las enzimas que produce son exopoligaracturonasa, lacasas, invertasas, alfa amilasas y celulasas con aplicación industrial y para los pigmentos: cinabarina, tramesanguina, ácido cinabarinico, picnosanguina; y varios derivados de 2-amino- feroxazina-3 y por último uno que se está identificando con actividad antimicrobiana usado en humanos y animales. En estudios de sus metabolitos se les han evidenciado actividad antibacteriana, antifúngica y antiviral (Smania, et al., 1998). Los estudios realizados en México para su cultivo se han hecho en sustratos agroforestales de aserrín de pino, encino y cedro (Urdapileta et al., 2013) y en Brasil se ha formulado un sustrato para la producción de basidiocarpos en aserrín de eucalipto (Martinazzo, 2011).

Estos residuos en sus diferentes procesos de transformación han tomado un gran interés por la comunidad científica y sobre todo a nivel industrial generando productos con valor agregado (Nevárez, 2012; Saval, 2012; Ravera, 2008). Siendo así de gran importancia en la aplicación de procesos biotecnológicos, encontrando una alternativa al provecharlos en el cultivo de *P. sanguineus*, contribuyendo a la solución de una problemática ambiental y generando a la comunidad cordobesa y monteriana una apertura para

posteriores estudios con mayores impactos sociales, económicos e industriales que darían avances a nuestra comunidad, lo que conlleva a realizar el estudio de evaluación del crecimiento *in vitro* del hongo *P. sanguineus* en residuos agroforestales en Montería, Córdoba.

Sin embargo en Colombia estos residuos generados no están siendo aprovechados de forma eficiente, debido a poco interés en estos; en parte por su valor aún desconocido y sobre todo por la falta de aplicación en métodos biotecnológicos apropiados para la producción de hongos; industria que va en crecimiento. Por consiguiente en Montería, Córdoba es incipiente el aprovechamiento de estos residuos como materias primas en tratamientos biotecnológicos.

El género *Pycnoporus* no presenta estudios en Córdoba, ni en Colombia, por tanto esta investigación se hace importante por los impactos positivos que se daría a la comunidad científica, ciudadanos, entre otros; al generar conocimientos que darían avance a nuestro departamento y al país en el ámbito ambiental, científico, económico y social.

1. MARCO REFERENCIAL.

1.1 ANTECEDENTES

Se han realizado estudio como Acosta-Urdapilleta, L et al., (2016), evaluó a *Pycnoporus sanguineus*, un hongo con potencial biotecnológico en la producción de cinnabarina y lacasa en cuatro cepas de México. La cepa HEMIM-52 represento la mayor producción de biomasa micelial en cajas de petri, utilizando agar con harina integral de trigo. Muñoz Cruz, et al., (2015) evaluó la producción y el crecimiento del pigmento de *P. sanguineus* en cuatro medios de cultivo sólido. La mayor cantidad de pigmento se extrajo en agar papa dextrosa y agar extracto de mango pH=7.0 de 55.6 y 57.1 mg, para H1 y H2, respectivamente ($p \leq 0.05$). Las mayores concentraciones del pigmento se obtuvieron en agar papa dextrosa y agar extracto de malta con 0.0175 y 0.0168 mg mL⁻¹ para Acosta-Urdapilleta, L et al., (2013), realizó un cultivo de *P. sanguineus* en aserrín de pino, encino y cedro en el que evaluó en sustrato sólido para la producción de basidiocarpos. El aserrín de encino fue considerado el mejor sustrato para su crecimiento, entre los tres evaluados. Nevárez Quiñones (2012) en México, realizó el aprovechamiento de residuos agroforestales para el cultivo de hongos comestibles (*Pleurotus sp.*). Evidencio el potencial del bagazo de agave para ser utilizado como sustrato en el cultivo de hongos comestibles. Martinazzo Portiz, (2011). Cultivo en Brasil el hongo *P. sanguineus* en residuos de eucalipto. Tuvo la obtención de un óptimo sustrato de crecimiento y producción. Suárez Arango, 2010. Realizo la obtención in vitro de micelio de hongos comestibles, SHIIITAKE (*Lentinula edodes*) Y ORELLANAS (*Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus Pulmonarius*) a partir de aislamientos de cuerpos fructíferos para la producción de semilla. Correa, et al., (2005) Evidencio la actividad leishmanicida en *Pycnoporus sanguineus*. Aisló un compuesto activo contra amastigotes de *Leishmania* (Viannia) panamensis, identificado como *ergosterol-5,8-endoperóxido*. Ricardo Saltos, et al., (2017) en Ecuador realizaron la evaluación del crecimiento micelial y productivo de *Pleurotus sapidus* a nivel in vitro y sobre residuo de maíz (*Zea mays*). El crecimiento micelial y la mejor morfología micelial de *P. sapidus* fue en T2 con 88,86 mm y manifestó una características algodonosa exuberante. Ojeda-López, et al., (1986) realizaron el estudio de los poliporaceos de México, la descripción de algunas especies del Noreste de Guanajuato. Estudio de 33 especies de poliporáceos pertenecientes a 19 géneros de 3 familias, de las cuales la mejor representada fue la Polyporaceae (s. str.) con 23 especies, le siguió la Hymenochaetaceae con 6 especies y finalmente la Ganodermataceae con 4 especies.

Acosta-Urdapilleta L., et al., (2016).

Realizó el uso del hongo *P. sanguineus* para la elaboración de bebidas. El café fue la bebida con mayor aceptación por la comunidad encuestada (60%).

1.2 MARCO TEÓRICO.

1.2.1 Generalidades de los Hongos.

Los hongos son un grupo de seres vivos que se clasifican en un reino aparte llamado Fungi. Poseen gran capacidad de adaptación y pueden desarrollarse sobre cualquier medio o superficie, tanto en los bosques como en las ciudades. Se reproducen por medio de esporas, las cuales son diseminadas principalmente por el viento y por el agua y en condiciones adecuadas de humedad, temperatura, luz y nutrientes germinan y producen hifas (Seijas, 2014).

Las hifas son unas estructuras filamentosas que constituyen la unidad estructural fundamental de los hongos, las cuales se ramifican y forman una masa algodonosa llamada micelio encargada de la nutrición del hongo, que se extiende sobre su medio o superficie (como tierra o madera, entre otros) y produce los cuerpos fructíferos; estos son estacionales y aparecen sólo en ciertas épocas del año, pero el micelio permanece sobre el sustrato, incluso durante cientos de años (Seijas, 2014).

1.2.1.1. Características morfológicas de los hongos.

Los hongos como reino se han definido con base en un grupo de características que ellos comparten, aunque no necesariamente todos los grupos las presentan juntas, ellas son:

- Organización unicelular, pluricelular o dimórfica, nunca formando tejidos verdaderos.
- La gran mayoría de los hongos están constituidos por hifas, filamentos muy delgados que pueden ser cenocíticos o septados, las cuales en conjunto reciben el nombre de micelio, el cual, una vez se dan las condiciones necesarias de humedad forma un carpóforo o cuerpo fructífero, el cual puede ser de formas muy variadas.
- Almacenan principalmente glucógeno, carácter que los asemeja con el reino animal, ya que las plantas almacenan almidón.
- Pared celular compuesta fundamentalmente por polisacáridos y por diversas proteínas. Los polisacáridos más importantes son la quitina (polímero de n-acetil

glucosamina), el manano (polímero de manosa) y el glucano (polímero de glucosa).

- Fundamentalmente aerobios, aunque existen anaerobios facultativos.
- Nutrición heterótrofa, tipo ingestivo, un tipo de digestión raro en la cual las enzimas son liberadas sobre el sustrato y luego el hongo ingiere las sustancias degradadas (Herrera y Ulloa, 1990).
- Almacenan principalmente glucógeno, carácter que los asemeja con el reino animal, ya que las plantas almacenan almidón.

1.2.2 Reproducción de los hongos

Los hongos pueden reproducirse por medio de ciclos sexuales y asexuales. La estructura responsable de cada uno de estos ciclos es la **espora** y según las características de su formación hablamos de reproducción sexual o asexual.

La gran mayoría de los hongos producen esporas como medio para asegurar la dispersión de la especie y su supervivencia en condiciones ambientales extremas. Así, la espora es la unidad reproductiva del hongo y contiene toda la información genética necesaria para el desarrollo de un nuevo individuo.

Las esporas asexuales, suelen ser resistentes a la sequedad y a la radiación, pero no al calor, por lo cual no tienen período de latencia. Pueden germinar cuando hay humedad, incluso en ausencia de nutrientes. Las sexuales, más resistentes al calor que las asexuales, aunque no tanto como las endosporas bacterianas; suelen presentar latencia, germinando sólo cuando son activadas (por ejemplo por calor suave o algunas sustancias químicas); En los hongos hay dos formas de reproducción: sexual y asexual, aunque en algunas especies coexisten ambas formas en el mismo organismo (holomorfo), denominándose estado perfecto o teleomorfo.

1.2.2.1. Reproducción asexual. Se producen clones por reproducción mitótica de las esporas asexuales, que se pueden esparcir en el aire o el agua, en donde se produce división nuclear sin verdadera división celular, no hay formación de gametos y tampoco fusión nuclear. Las esporas pueden generarse de forma interna, redondeándose la célula del interior de la hifa y quedando rodeada por una gruesa pared para luego desprenderse

(clamidiosporas) o bien formándose en el interior de una estructura denominada esporangio que al madurar se rompe liberando las esporas (esporangiosporas). También pueden generarse de forma externa, como una producción de la hifa en vez de como una transformación (conidiosporas) y suelen formarse en estructuras diferenciadas de la hifa (conidióforos). La variedad de las estructuras productoras de conidios es inmensa y se utilizan como característica fundamental en la clasificación.

1.2.2.2 Reproducción sexual. En la formación de esporas sexuales intervienen una gran variedad de estructuras y la reproducción sexual difiere notablemente entre los diversos grupos de hongos. La cual consiste en la reproducción de esporas previa fusión de dos núcleos haploides sexualmente compatibles. Este proceso se efectúa de la siguiente forma: Un núcleo haploide de una célula donante penetra en el citoplasma de la célula receptora, esta fase se llama plasmogamia. Ambos núcleos se encuentran y se fusionan, formando un nuevo núcleo cigoto diploide (Fase de cariogamia). Este cigoto, por meiosis origina cuatro núcleos haploides (fase de reproducción cromática). Las esporas sexuales existen varios tipos, como la zigosporas, ascosporas, oosporas, basidiosporas (Neil A. Campbell, 2007).

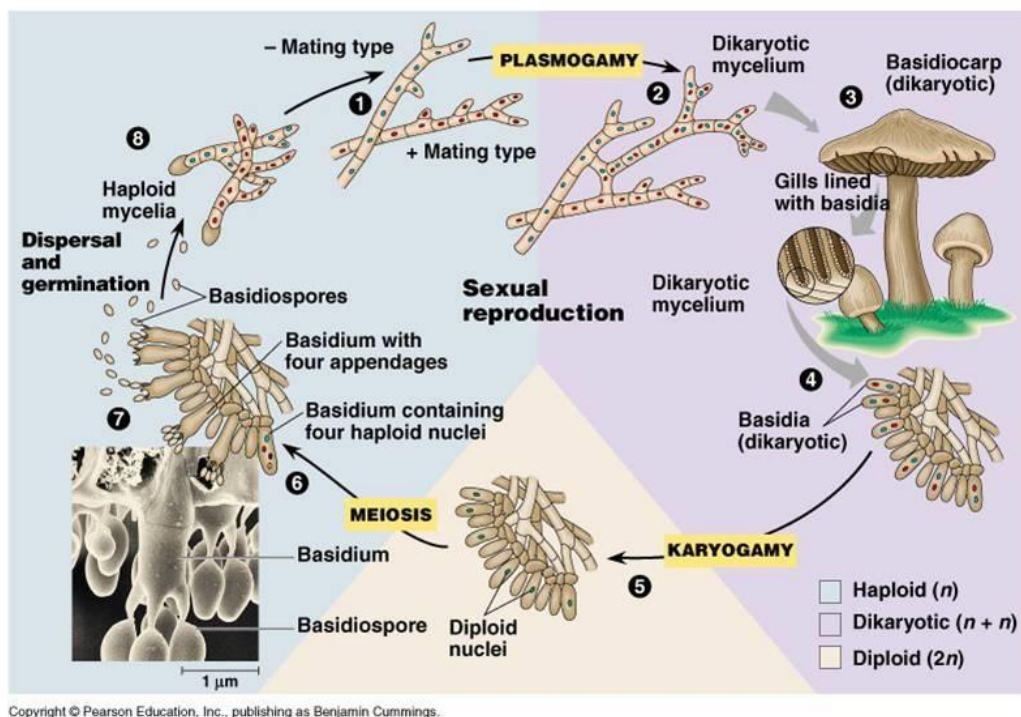


Figura 1. Ciclo sexual de los Basidiomicetos.

Fuente: <https://slideplayer.es/slide/4325162/> Recuperado el 15 de septiembre 2018.

1.2.3. Hábitat y distribución

Los hongos son cosmopolitas, ubicuos y en general eso quiere decir que crecen sobre todas partes y sobre prácticamente todos los sustratos. El sustrato sobre el cual se desarrollan es muy variado: troncos en descomposición, en estiércol de diferentes animales, en cuanto a su distribución geográfica la mayor parte de las especies son cosmopolitas, aunque también existen especies de distribución restringida (Webster, 1980); Algunos de ellos forman una asociación con las raíces de fanerógamas, las micorrizas, la cual aporta beneficios tanto al hongo como a la planta (Ulloa, 1991).

1.2.4. Nutrición y formas de vida

Los hongos son heterótrofos, no pueden sintetizar su propio alimento como las plantas y las algas. Pero, a diferencia de los animales, estos no ingieren el alimento, sino que lo digieren del ambiente, gracias a la acción de poderosas enzimas hidrolíticas, denominadas exoenzimas, que secretan al medio que los rodea. Las exoenzimas degradan moléculas complejas en compuestos orgánicos más pequeños que los hongos pueden absorber en su organismo y utilizar. Este modo de nutrición por absorción se relaciona con las diversas formas de vida que presentan los hongos. Existen especies de hongos descomponedores (**llamados saprobios**), se caracterizan por descomponer y absorber los nutrientes de la materia orgánica no viva, como troncos caídos, cadáveres de animales y plantas. Los hongos **parásitos** absorben los nutrientes de las células de huéspedes vivos y los hongos **mutualistas**, absorben los nutrientes de organismos huéspedes, pero cumplen funciones que benefician al huésped de alguna manera. Los hongos **comensales**, dos microorganismos que viven en estrecha relación y en la que mientras uno se beneficia, el otro ni se beneficia ni resulta perjudicado) y los **simbiontes**, que son aquellos microorganismos que viven conjuntamente y en asociación con otros, con ventajas mutuas para ambos como las micorrizas son hongos asociados con las raíces de las plantas (Neil A. Campbell, 2007).

1.2.5. Metabolismo de los hongos

Los hongos presentan un metabolismo heterótrofo, constituyendo el suelo su hábitat natural. En su mayoría son aerobios, donde el oxígeno actúa como aceptor final de hidrogeniones. También hay especies facultativas y otras obtienen su energía de

procesos fermentativos o crecen en medios mínimos donde utilizan el nitrógeno en forma de nitratos, nitritos etc. Otras especies pueden utilizar cualquier fuente de carbono que es siempre un factor limitante para su desarrollo.

La fuente de Carbono más utilizada en metabolismo es la glucosa u otros complejos como el almidón, sacarosa o la celulosa. También pueden en pequeñas cantidades hierro, zinc, cobre, magnesio, fosforo, potasio etc.

Su metabolismo suele desarrollarse a temperaturas que oscilan entre 0 °C y los 60°C aunque la temperatura optima de crecimiento se sitúa entre 22-30°C. Suele crecer mejor concentraciones de acidez relativamente elevadas, aunque pueden encontrarse excepcionalmente en algunos medios alcalinos. El pH óptimo para caso todas las especies se suele situar en tono a pH 5,5. La humedad es fundamental en su desarrollo y pueden obtener el agua de la atmosfera y del medio, aunque muchos mohos pueden sobrevivir en ambientes muy deshidratados debido a la presencia de esporas (García, 2015).

1.2.6. El papel que desempeñan desde el punto de vista biológico

Los hongos ejercen un fuerte impacto sobre los ecosistemas y sobre el ser humano. Son descomponedores de sustratos orgánicos como la celulosa y la lignina de las paredes de las células vegetales. Sin embargo algunos hongos consumen casi cualquier sustrato de carbono, incluidos el combustible y la pintura. Los hongos son los principales responsables de mantener en el ecosistema abastecido de los nutrientes inorgánicos necesarios para el crecimiento vegetal. Si no fuera por la acción de estos descomponedores, el carbono, el nitrógeno y otros elementos quedarían atrapados en las sustancias orgánicas y no volverían a su ciclo en el suelo, las plantas y animales. De acuerdo a la forma en que se degrada el sustrato se tienen dos tipos de pudrición, la café y la blanca. En la pudrición café las enzimas del hongo atacan únicamente a la celulosa, por la zona afectada adquiere un color café debido a la presencia de la lignina no degradada; la pudrición blanca se debe a que el hongo se nutre tanto de la celulosa como de la lignina, y adquiere el color blanco característico, presentándose una disminución en el peso del sustrato (Catwright y Findlay, 1950).

1.2.7. Filogenia

La sistemática filogenética sugiere que los hongos han evolucionado a partir de un ancestro flagelado y acuático. Dentro de la clasificación de la filogenia de la vida propuesta por Carl Woese padre de la nueva taxonomía basada en la comparación molecular entre especies de la llamada secuencia de ARN ribosomal 16s, que comparten todos los seres vivos del planeta y que apenas ha sufrido cambios desde la aparición en la tierra de las primeras formas de vida microbiológicas, los hongos se ubican en el dominio Eukaryota que es el dominio de organismos celulares con núcleo verdadero (Figura 2).

[C. R. Woese](#), [O. Kandler](#) & M. L. Wheelis 1990. Towards a natural system of organisms: Proposal of the domains Archaea, Bacteria and Eucarya. Proc. Natl. Acad. Sci. USA

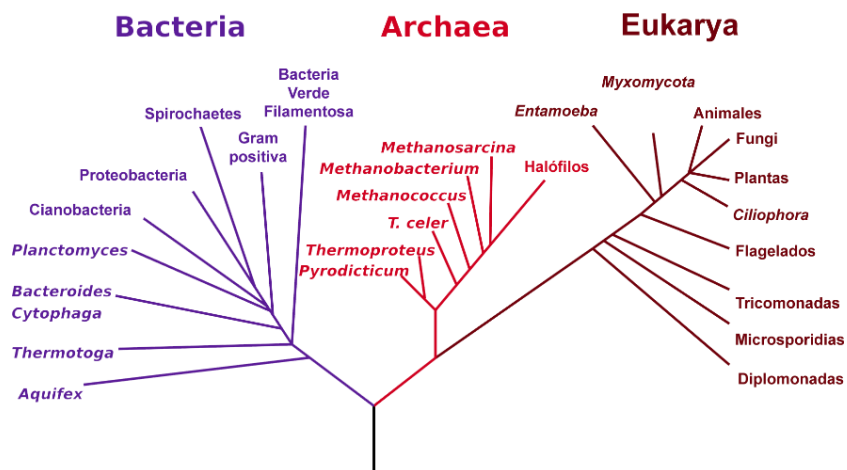


Figura 2. Árbol filogenético de la vida.

Fuente: Woese et al (1990).

https://es.wikipedia.org/wiki/Sistema_de_tres_dominios#/media/File:PhylogeneticTree,_Woese_1990.PNG

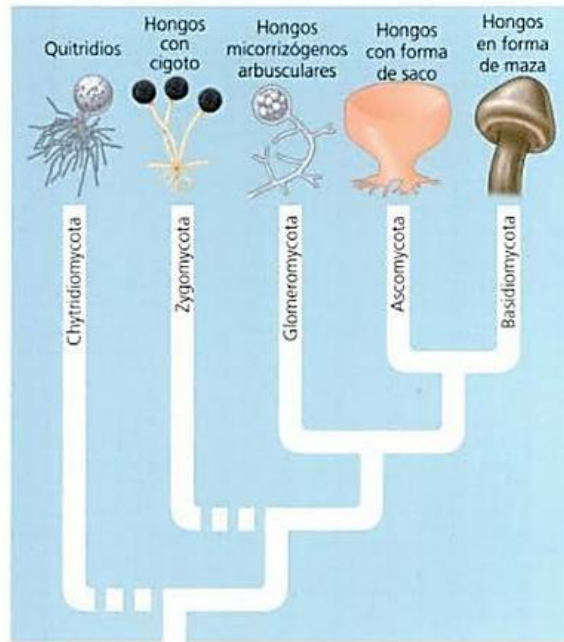


Figura 3. Filogenia de los hongos. La sistemática molecular nos brinda información acerca de las relaciones entre estos filos; las ramas discontinuas indican los grupos parafileticos.

Fuente: <https://books.google.com.co/books?id=QcU0yde9PtKc&pg=PA618&dq=ciclo+de+vida+del+hongo+basidiomiceto&hl=es-419&sa=X&ved=0ahUKEwjor3B5o7bAhXDxFkKHcr5CMcQ6wEIKDAA#v=onepage&q=ciclo%20de%20vida%20del%20hongo%20basidiomiceto&f=false>.

1271. Clase Basidiomycetes. La clase Basidiomycetes (**macrohongos o macromicetos**) que son aquellos que forman setas o cuerpos fructíferos, estos cuerpos fructíferos o basidiocarpos es la zona donde se alojan las esporas. El himenio es el conjunto de láminas y laminillas debajo del basidiocarpo donde están los basidios que a su vez son los que generan las esporas. En algunos hongos presenta el anillo, velo parcial, el estipe o pie y volva (Nevárez, 2012).

1272 Ciclo de vida de los basidiomicetes. El micelio de los basidiomicetes siempre es septado y en la mayoría de las especies pasa a través de tres fase

durante el ciclo de vida del hongo. Inicialmente el micelio puede ser multinucleado, pero rápidamente se forman las septas y el micelio es dividido en células monocarióticas (es decir, mononucleares). Este micelio septado crece por división de la célula terminal, posteriormente se ramifica llegando a poseer una estructura compleja. El micelio secundario se produce a partir de la fusión de micelios primarios de dos tipos distintos de cruza. Esto lleva a la formación de un micelio dicariótico (binucleado), debido a que la cariogamia, o fusión de los núcleos, no se produce en forma inmediata tras la plasmogamia (fusión de protoplastos). No se produce unión de gametangios (Nevárez, 2012).

1273. Familia Polyporaceae.



Figura 4. Poros del hongo *Pycnoporus sanguineus* en la cara inferior.

Fuente: La autora.

Degradadores de madera, producen pigmentos, generalmente derivados de ácidos polipóricos y terpenilquinones. De esta familia encontramos el género *Pycnoporus*, representativo de los homobasidiomicetos saprofitos que tienen gran potencial lignocelulítico, se caracteriza por su coloración anaranjado brillante en sus cuerpos fructíferos o basidiocarpos; debido a compuestos derivados de la cinabarina (ácido cinabarínico y tramesanguina) (Muñoz, et al., 2015). Este es un hongo filamentoso, común en países tropicales y subtropicales; el cual ha sido de especial interés debido a que presenta una actividad no específica formando radicales libre, propiedades que determinan la capacidad de oxidación y

degradación de diferentes compuestos de estructura moléculas compleja, de la que se ha reportado diferentes aplicaciones en la industria biotecnológica, principalmente en bioremediación de compuesto poliaromaticos, como lignina, ácido húmico, hidrocarburos derivados del petróleo y colorantes (Acosta- Urdapileta, et al., 2013).

1.2.8. Características generales de *Pycnoporus sanguineus*

Es un hongo homobasidiomiceto de la podredumbre blanca (Saprofita) con un gran poder ligninocelulítico (Alexopoulos et al., 1996). Fue descubierto en la isla de Guana (parte de la Islas Vírgenes) pero se produce en las zonas tropicales, por lo general crecen en maderas muerta y ambientes antrópicos. Pertenece a la familia polyporaceae donde las especies degradan madera, producen pigmentos, generalmente derivados de ácidos polipóricos y terpenilquinones (Velisekny Cejpek, 2011).

Los basidiomas o cuerpos fructíferos de esta especie se dice que son flabeliformes (forma de abanico) y se encuentran fuertemente adheridos al sustrato por la base o estipe, algunas veces la base se hace más angosta y dan la apariencia de ser subestipitados, como en la (Figura 1). Las medidas varían bastante pero por lo general el rango va desde 1,2-3,5 cm largo x 1,5-5 cm ancho x 0,1-0,45 cm de grosor, ocasionalmente son confluentes por sus laterales es decir se pegan basidiomas o setas contiguos (Papinutti, 2013).

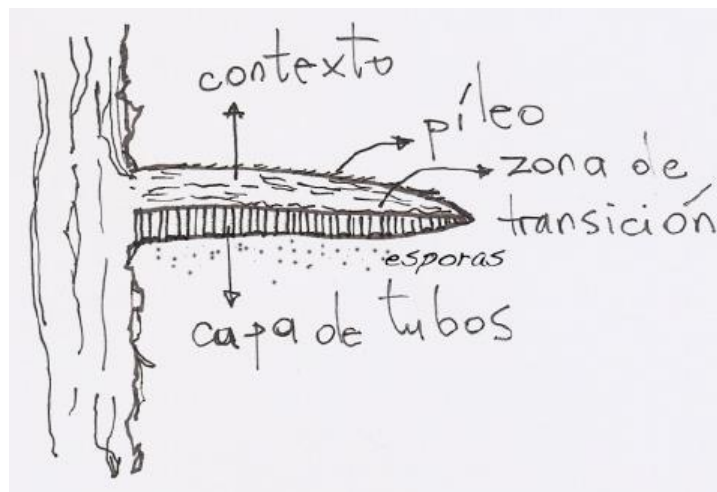


Figura 5. Corte longitudinal de un basidioma o cuerpo fructífero donde se observa la disposición del contexto y la capa de tubos (laminas).

Fuente: https://www.researchgate.net/publication/257023781_Pycnoporus_sanguineus_Ficha_de_identificacion.

Tabla 1. Colores obtenidos con los hongos probados en diferentes mordientes. (*) Hongos frescos, (-) no se reporta. El orden taxonómico seguido en la tabla tiene como base el trabajo de Hawksworth et al. (1995), con excepción de los Agaricales, los cuales se arreglan de acuerdo con Singer (1986).

Especie	Sin mordiente	Mordientes				
		Sulfato Ferroso	Sulfato de Cobre	Dicromato de Potasio	Alumbre	Cloruro de Estaño
<i>Hydnellum zonatum</i> (Batsch.) P. Karst	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón verdoso	Marrón	----
<i>Phellodon atratus</i> K. A. Harrison	Verde gris	Azul gris	Verde	Verde azul	Verde gris	Verde sabio
<i>Phellodon niger</i> (Fr.) Karst	Azul gris	Azul gris	Verde aceituna	Gris verde	Gris verde	Gris verde
<i>Phellodon tomentosus</i> (L.) Banker	Marrón oro	Verde parduzco	Marrón oscuro	Marrón verdoso	Marrón	Marrón verde
<i>Sarcodon imbricatus</i> (L.) P. Karst.	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón
TELEPHORACEAE						
<i>Telephora palmata</i> (Scop.) Fr.	Tostado	Tostado	Tostado	Tostado	Tostado	Verde aceituna
<i>Telephora terrestris</i> Ehrh.	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón verdoso	Marrón	Marrón verdoso
POLYPORALES						
ALBATRELLACEAE						
<i>Albatrellus cristatus</i> (Schaeff.) Kott & Pouzar	Aceituna	Aceituna	Aceituna	Marrón aceituna	Aceituna	---
GANODERMATACEAE						
<i>Amauroderma</i> sp.	Beige	Tostado	Tostado	Verde sabio	Tostado	Marrón oro
<i>Ganoderma applanatum</i>	Amarillo	Rubio oscuro	Marrón aceituna	Amarillo	Amarillo grisáceo	---
<i>Hydnopolyporus fimbriatus</i> (Fr.) D. A. Reid	Gris amarillento	Gris pardusco	Aceituna	Blanco encerado	Blanco encerado	---
<i>Laetiporus sulphureus</i> (Bull.) Baandarsev & Singer	----	Beige	---	Gris	----	Amarillo verdoso pálido
<i>Panus torulosus</i> (Pers.) Fr.	Marrón gris	Verde marrón	Negro púrpura	Verde marrón	Marrón gris	Verde azul
<i>Polyporus leucomelas</i> (Pers.) Pers.	Verde bosque	Verde bosque	Negro	Negro	Verde bosque	Negro
<i>Polyporus melanopus</i> (Pers.) Fr.	Beige	Tostado verdoso	Mostaza	Beige	Marrón amarillo (ligeramente)	Marrón verdoso (ligeramente)
<i>Polyporus perennis</i> (L.) Fr.	Beige	Beige	Tostado verdoso	Beige	Beige	Anaranjado
<i>Phaeolus schweinitzii</i> (Fr.) Patt	Marrón aceituna	Gris aceituna	Marrón oscuro	Gris parduzco	Marrón linóleo	---
<i>Polyporus tomentosus</i> Rostk.	Marrón oro	Marrón oro	Marrón	Marrón oro	Marrón oro	Anaranjado quemado
<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	Gris anaranjado	Marrón grisáceo	Verde embotado	Gris abedul	Gris anaranjado	---
<i>Trametes maxima</i> (Mont.) A. David & Rajchenb.	Anaranjado grisáceo	Anaranjado parduzco	Verde embotado	Anaranjado parduzco	Anaranjado grisáceo	---
<i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd	Gris cálido	Azul gris	Tostado verdoso	Gris verde plateado	Gris cálido	Gris cálido

1281. Taxonomía del hongo *Pycnoporus sanguines*



Fuente: Inedita

Figura 6. Imagen del hongo *P. sanguineus*.

Reino: *Fungi*

División: *basidiomycota*

Clase: *Basiomycetes*

Orden: *Aphylophorales*

Familia: *Poliporaceae*

Género: *Pycnoporus*

Especie: *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill (1904).

1282 Cultivo de *Pycnoporus*. Para el cultivo de *Pycnoporus*, en México se han usado residuos de aserrín de pino, encino y cedro y en Brasil se ha formulado un sustrato con aserrín de Eucalipto en el 2011, aumentando el auge de la producción de este hongo al cultivarse con éxito. Por otra parte los hongos crecen bien en medios artificiales, ya que tienen requerimientos nutritivos simples, una fuente de carbono orgánico, generalmente en azúcar, y de nitrógeno que suelen ser los elementos suficientes para obtener un buen crecimiento, junto a ellos un soporte sólido, el agar, permite a los hongos filamentosos el desarrollo del micelio aéreo, donde se localizan estructuras reproductoras el medio más utilizado para este hongo ha sido el medio malta y PDA (Agar Papa Dextrosa).

1283. Medios de cultivos. Los hongos crecen bien en medios artificiales y tienen requerimientos nutritivos simples, una fuente de carbono orgánico, generalmente en azúcar, y de nitrógeno suelen ser los elementos suficientes para obtener un buen crecimiento junto a ellos, un soporte sólido, el agar, permite a los hongos filamentosos el desarrollo del micelio aéreo, donde se localizan estructuras reproductoras. El medio más utilizado para los hongos es el medio glucosado de sabouraud, que reúne estas características y un pH de 5.6 que dificulta el crecimiento bacteriano. También es muy utilizado el medio agarizado de extracto de malta (Collins, 1999).

La adición al medio de antibióticos como el cloranfenicol o la gentamicina, que inhiben el crecimiento de las bacterias contaminantes, o antifúngicos especiales (como la actidiona o cicloheximida) que inhiben el crecimiento de muchos hongos no patógenos, transforman al medio sabouraud en un medio más selectivo.

12831. Agar extracto de malta como sustrato para medio de cultivo. Este medio de cultivo se provee el carbono, proteínas y nutrientes requeridos para el crecimiento de microorganismos. Es particularmente adecuado para levaduras y hongos ya que contienen una alta concentración de maltosa y otros sacáridos como fuentes de energía. Dextrina y Glicerina son la fuente de carbono, y la Peptona es una fuente de nitrógeno. El pH ácido es óptimo para el crecimiento de hongos mientras restringe el crecimiento bacteriano (Probiotek, 2017).

12832 Agar Papa Dextrosa (PDA) como sustrato para medios de cultivos. Este medio de cultivo comercial se prepara con la infusión de papa como fuente de almidones y la dextrosa son la base para el crecimiento de hongos. El bajo pH (3.5) evita el crecimiento de las bacterias. Cuando se va a usar para el recuento de hongos, se agrega al medio de cultivo una vez esterilizado y enfriado aproximadamente a 45°C, 14 ml de una solución estéril de ácido tartárico al 10% para obtener un pH aproximado de 3.5 (Probiotek, 2017).

1.2.8.3.3. Agar papa zanahoria como sustrato para medios de cultivos. Este medio de cultivo modificado con papa y zanahoria, le brinda al medio un alto porcentaje de nutrientes; puesto que; la zanahoria casi 90 gramos son agua, 7 gramos son hidratos de

carbono, casi 1 gramos de proteína vegetal y menos de 3 gramos de fibra.

Los minerales con mayor presencia en las zanahorias son el potasio, el sodio, el calcio, el fósforo, el magnesio, el hierro, el zinc, el yodo y el selenio. En cuanto a vitaminas, la zanahoria cuenta con vitamina C, E, niacina o B3, piridoxina o B6, tiamina o B1, riboflavina o B2, carotenos, retinol y ácido fólico o B9 (ecoagricultor, 2014).

Tabla 2. Composición nutricional de la Zanahoria.

Composición nutricional de la Zanahoria (100gr)	Unidad	Cantidad
Proteína	[g]	1,25
Hidratos de carbono	[g]	6,90
Fibra	[g]	2,60
Grasa total	[g]	0,20
AGS	[g]	0,04
AGM	[g]	0,00
AGP	[g]	0,12
AGP/AGS	[g]	3,02
AGP + AGM) / AGS	[g]	3,02
Colesterol	[mg]	3,10
Alcohol	[g]	0,00
Agua	[g]	89,10
Calcio	[mg]	27,24
Hierro	[mg]	0,47
Yodo	[mg]	6,53
Magnesio	[mg]	11,24
Zinc	[mg]	0,28
Selenio	[µg]	1,30
Sodio	[mg]	61,00
Potasio	[mg]	321,00
Fósforo	[mg]	19,00
Vit. B1 Tiamina	[mg]	0,06
Vit. B2 Riboflavina	[mg]	0,05
Eq. Niacina	[mg]	0,77
Vit. B6 Piridoxina	[mg]	0,14
Ac. Fólico	[µg]	13,93
Vit. B12 Cianocobalamina	[µg]	0,00
Vit. C Ac. Ascórbico	[mg]	6,48

Retinol	[μg]	0,00
Carotenoides (Eq. Carotenos)	[μg]	8.731,00
Vit. A Eq. Retincol	[μg]	1.455,17
Vit. D	[μg]	0,00

(www.dietas.net)

Fuente: <http://www.dietas.net/tablas-y-calculadoras/tabla-de-composicion-nutricional-de-los-alimentos/verduras-y-hortalizas/tuberculos-y-raices/zanahoria.html>

1.2.8.3.4. Papa como sustrato para medios de cultivos. Otro sustrato para el crecimiento de hongos es la papa, muy nutritiva que desempeña funciones energéticas debido a su alto contenido en vitaminas hidrosolubles, minerales y fibra. Además, tiene un contenido no despreciable de proteínas, presentando éstas un valor biológico relativamente alto dentro de los alimentos de origen vegetal.

Por su parte la proteína de la papa presenta un valor biológico superior a la de los cereales lo cual se debe a su mayor contenido en lisina, aminoácido limitante en la proteína de los cereales. El contenido en lípidos no tiene importancia nutricional en las papas similarmente al resto de los grupos de alimentos considerados. En lo que se refiere a los micronutrientes las papas no tienen vitaminas liposolubles a diferencia de frutas y hortalizas y cereales que tienen fundamentalmente β-caroteno y tocoferoles respectivamente (Requejo y Ortega, 1996).

Tabla 3. Composición nutricional de la papa.

Composición nutricional papa	Unidad	Cantidad
Proteína	%	1,80
Calcio	%	4,5
Fósforo total	%	0,04
Grasa	%	0,10
Ceniza	%	1,40
Fibra	%	1,00
Vitamina A	%	0,1
Taminia	%	0,16
Hierro	%	0,6
Potasio	%	440

(Requejo y Ortega, 1996).

1.2.8.3.5. Residuos agroforestales Los residuos lignocelulósicos incluyen a aquellos subproductos tanto de origen forestal, agrícola e industrial (Marques, 2010), en otras palabras, residuos agroforestales cuyas aplicaciones dentro del sector productivo que las origina se limita a la naturaleza del subproducto, las prácticas tradicionales de la región, la disponibilidad del recurso económico y el conocimiento de su entorno; estos materiales, poseen características químicas estructurales, entre las que sobresale su alto contenido de lignina y del que reciben el termino lignocelulósicos; este compuesto confiere, entre otras cosas la resistencia de la pared celular de la planta, dando forma, rigidez y estructura, protegiéndola de ataques microbianos (Marques, 2010). Cabe señalar, que en muchos de los casos, estos residuos son vistos como fuente de alimento para ganado, tal es el caso de los generados por el sector agrícola y algunos subproductos agroindustriales, sirviendo como “forraje” durante época de sequía. Los residuos agrícolas derivados de cosechas, son vistos como aquellos de mayor volumen y difícil control, tal es el caso de pajas y esquilmos; mientras que aquellos provenientes de la actividad forestal producto de la poda y extracción, son considerados como difíciles de controlar y de amplia difusión (Navarro et al., 1995). Estos residuos son fuentes de carbono, nitrógeno, azufre y fósforo necesarios para el desarrollo adecuado de la biomasa fúngica (Hernández, 2016).

Se puede entonces definir a la agroindustria como una actividad que integra actividades propias del sector primario (agricultura, ganadería y forestal) con el sector industrial con el fin de ser objeto de transformación y comercialización (Saval, 2012), dicho de otra manera es aprovechamiento de los recursos mediante la transformación de materia primas para la obtención de bienes y servicios (Nevárez, 2012).

1.2.8.3.5.1. Aserrín El aserrín, que es madera consiste principalmente de tres componentes, lignina, celulosa y hemicelulosas. La celulosa es un polímero de anhídrido glucosa con uniones 1-4. Las hemicelulosas consisten de polímeros similares de glucosa con otras uniones o polímeros de monosacáridos diferentes a la glucosa. La lignina es un polímero complejo de unidades fenólicas. La madera de coníferas en general tiene un mayor contenido de lignina (27-35%) que la madera de angiospermas dicotiledóneas o "maderas duras" (19-24%) (Nevárez, 2012).

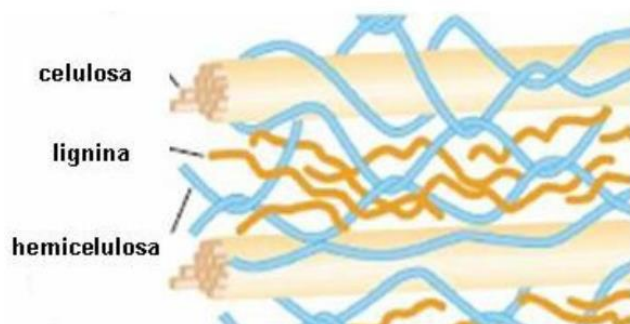


Figura 7. Componentes de la pared celular vegetal.

Fuente: <http://www.cerzosconicet.gov.ar/BoletinCERZOS/2009-16/sabia.htm>

1.2.9. COMPOSICION NUTRICIONAL DE LOS CEREALES HIDRATADOS.

Tabla 4. Composición nutricional maíz

Componentes	Unidad	Cantidad
Proteína	%	1,90
Calcio	%	0,12
Fósforo total	%	0,09
Grasa	%	3,50
Ceniza	%	9,60
Fibra	%	4,60

Tabla 5. Composición nutricional millo

Componentes	Unidad	Cantidad
Materia seca	%	25,30
NDT	%	15,60
Proteína	%	1,83
Calcio	%	0,09
Fósforo total	%	0,17
Grasa	%	0,48
Ceniza	%	X
Fibra)	%	10,26

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVOS GENERAL

2.1.1. Evaluar el crecimiento del hongo *Pycnoporus sanguineus* en residuos agroforestales, en Montería, Córdoba.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

2.2.1. Caracterizar la morfología macro y micro del hongo *Pycnoporus sanguineus* en diferentes medios de cultivo modificados con residuos agroforestales.

2.2.2. Determinar la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medios de cultivos comerciales y modificados con residuos agroforestales.

2.2.4. Comparar el crecimiento del hongo *Pycnoporus sanguineus* en diferentes sustratos de cereales para material semilla.

2. METODOLOGÍA

3.1 FASE DE CAMPO

3.1.1 Área de estudio

Se recolectaron los cuerpos fructíferos silvestres (basidiocarpos) del hongo en el municipio de Montería, (Vereda, Costa de Oro). El Municipio de Montería, capital del departamento, está ubicado al noroccidente del país en la región Caribe colombiana, se encuentra a las orillas del Río Sinú.

Montería, (Vereda Costa de Oro): La topografía de Montería es básicamente plana, con algunas elevaciones de menor importancia. La parte occidental de la ciudad esta surcada por la serranía de las palomas. Las coordenadas del área de colecta: 8°20'8.65"N 76°0'1.1'O(W). Un clima cálido tropical, con una estación de sequía y una de lluvias a lo largo del año. La temperatura promedio anual es de 28°C y una humedad relativa promedio de 78% (Alcaldía de Montería, 2017).

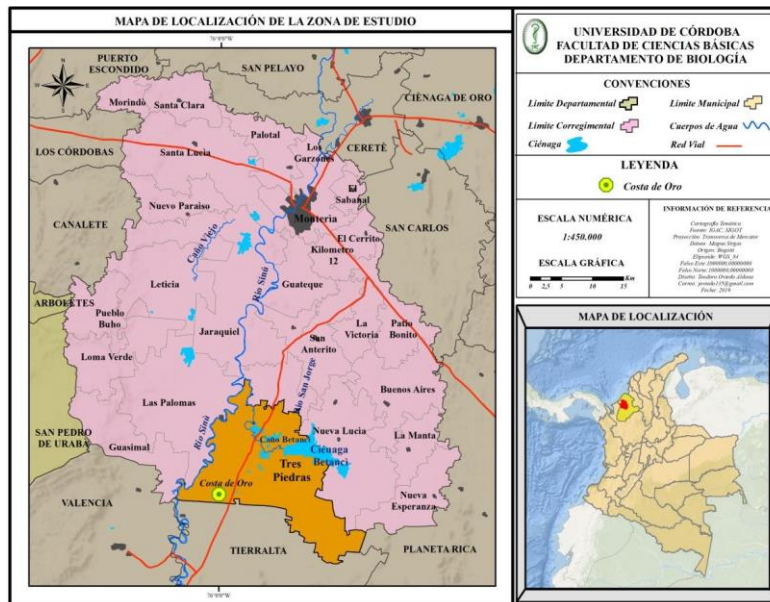


Figura 8. Mapa de localización de la vereda Costa de Oro, Montería: Lugar de la colecta de *Pycnoporus sanguineus*.

3.1.2. Colecta y toma de datos.

Se realizaron dos muestreos en época de lluvia, en los meses de septiembre y octubre del 2017. Los muestreos se tomaron a lo largo de un sendero de la vereda, Costa de Oro, en el municipio de Montería, utilizando un método oportunista, el cual consistió en buscar los hongos al azar haciendo recorridos por el área. Los basidiocarpos se colectaron junto con el sustrato en donde se encontraban. Se anotaron características como el tamaño del hongo, forma del sombrero o carpóforo, consistencia del carpóforo, si presentó pie, si era sésil o no cómo era el sustrato y que tipo de sustrato, los cuales se registraron en la libreta de campo, posteriormente se guardaron en una cava para conservar su humedad. Por último se trasladó al laboratorio de investigación **GRUBIODEQ** de la Universidad de Córdoba.

3.2. ETAPA DE LABORATORIO.

3.2.1. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA MACRO Y MICRO DEL HONGO *Pycnoporus sanguineus* EN DIFERENTES MEDIOS DE CULTIVO MODIFICADOS CON RESIDUOS AGROFORESTALES.

3.2.1.1 Montaje de crecimiento de espécimen. En el Laboratorio se realizó un montaje para el crecimiento de nuevos primordios, el cual consistió en colocar el hongo en un frasco con agua a temperatura ambiente, para someterlo a condiciones de humedad por tres o más semanas hasta el desarrollo de los nuevos cuerpos fructíferos; se obtuvieron primordios jóvenes que se utilizaron para la siembra en los diferentes medios.

3.2.1.2. Aislamiento, limpieza y desinfección de los basidiocarpos. Para el aislamiento se realizaron 10 cortes de 1 cm del basidiocarpo con un bisturí estéril, posteriormente se hizo una limpieza y desinfección, la cual consistió en hacer 3 lavados con hipoclorito de sodio al 3% por un minuto, con enjuagues en cada uno (agua estéril por 1 minuto). Luego se lavó con alcohol al 70 % y por último con agua destilada por un minuto. Se procedió a sembrar los 5 cortes (4mm) de forma equidistante en agar extracto de malta, incubándose a 25 °C por 48 horas (Arango Suárez, 2010).

Posteriormente se realizaron diferentes repiques para purificación de la muestra en medio

cultivo malta y PDA comercial como cepa control. Se aplicaron los tratamientos de incubación en total oscuridad (24 h) y otro, en alternancia de luz y oscuridad (12h-12h) En el desarrollo del hongo se tomaron muestras para la observación de esporas.

3.2.1.3 Caracterización morfológica del hongo *Pycnoporus sanguineus*. Se utilizó una cepa de *Pycnoporus sanguineus*, colectada en Costa de Oro, Montería, la cual se identificó mediante observación microscópica de esporas e hifas del espécimen con comparación fotográfica en páginas digitales. Para la caracterización morfológica la cepa de *Pycnoporus sanguineus* se realizó observación macroscópica, anotando características más relevantes, se complementó con observaciones microscópicas del tamaño de la espora, forma, hifas entre otras; utilizando el microscopio un analizador de imágenes (Zess, Audiovision 4 0, Germany) y un estereoscopio.

3.2.2 DETERMINACIÓN LA TASA DE CRECIMIENTO MICELIAL DEL HONGO *Pycnoporus sanguineus* EN MEDIOS DE CULTIVOS COMERCIALES Y MODIFICADOS CON RESIDUOS AGROFORESTALES.

3.2.2.1. Diseño de los diferentes medios para la determinación de la tasa micelial de *Pycnoporus sanguineus*.

Para la determinación de la tasa de crecimiento micelial del hongo, se prepararon los medios comerciales Agar Extracto de malta (AEM) y agar papa dextrosa (PDA) comercial como medio control. Los medios modificados con residuos agroforestales de Papa-zanahoria (P-Z) y PDA modificado. Se prepararon los medios adicionando aserrín de árbol maderable de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) al 1 y 2%, aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) al 1 y 2%, aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) al 1 y 2% y mezcla de aserrines (Caracolí: *Anacardium excelsum*, cedro: *Cedrela odorata* y MDF) al 1 y 2 % en condición de esterilización y sin esterilización con 3 repeticiones por cada tratamiento (medio de cultivo).

3.2.2.2. Inoculación en los medios de cultivo modificados. Se utilizó una cepa axénica de *Pycnoporus sanguineus* en medio extracto de malta, se utilizaron discos de micelio 0.78 mm de diámetro, sembrándose en el centro de la caja de Petri con los medios

modificados de residuos agroforestales en condiciones asépticas. El material se colocó teniendo en cuenta dos tratamientos: uno en total oscuridad (24 horas) y otro con alternancia de luz (12 horas) y oscuridad (12 horas) a una temperatura de 25°C (Rodríguez, 2014).

3.2.2.3. Determinación de la tasa de crecimiento micelial. Para la determinación de la tasa de crecimiento micelial se utilizó un nonio (0-150 mm vernier Caliper) tomando medidas del crecimiento cada 24 horas (1 día) en milímetros (Martínez-Carrera 1984).

3.2.3. COMPARACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL HONGO *Pycnoporus sanguineus* EN DIFERENTES SUSTRATOS DE CEREALES PARA MATERIAL SEMILLA.

En la producción de micelio para semilla del *Pycnoporus sanguineus* se utilizaron los cereales: millo rojo, millo blanco, maíz blanco y maíz amarillo. Para la realización del bioensayo se utilizaron (3) replicas por cereal.

3.2.3.1. Preparación de la semilla. Para la preparación de semilla se utilizaron botellas de vidrio boca ancha esterilizadas, la boca fue sellada con un tapón de algodón para permitir el intercambio gaseoso (Guzmán et al., 1993). Dentro de cada botella se adicionó 80 g de cada uno de los cereales previamente hidratados. Las botellas se esterilizaron en una autoclave por 121°C por 15 min.

3.2.3.2 Inoculación del hongo *Pycnoporus sanguineus* en los cereales hidratados.

Una vez esterilizados el sustrato, las botellas fueron enfriadas en mesones desinfectadas con hipoclorito de sodio con una concentración del 10% y con ayuda de un asa estéril se inocularon 4 discos de aproximadamente 0.78 cm de diámetro por botella.

3.2.3.3. Etapa de incubación. En esta etapa se facilitó el crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* sobre los cereales hidratados. Las botellas inoculadas con *P. sanguineus* incubadas en un mesón previamente limpia y desinfectado con solución de hipoclorito de sodio con una concentración del 10% y etanol al 96%.

3.2.3.4. Comparación y determinación del micelio para semilla del hongo *Pycnoporus sanguineus*. Durante el tiempo de incubación se tomó el peso de la semilla cada 24 horas hasta que el hongo *Pycnoporus sanguineus* cubriera por completo el cereal hidratado de la botella; tomadas las respectivas mediciones en peso de las botellas con el inóculo de *P. sanguineus* se obtuvo la media de las repeticiones realizadas para cada cereal (maíz y mijo), con estas medidas se realizó una regresión lineal con el fin de analizar cual cereal obtuvo mejor rendimiento. Dúdka *et al.* (1978, 1987).

3.2.4. Análisis estadístico.

Para evaluar los ensayos se realizó un análisis de varianza mediante un ANOVA para una parte de los datos. La tabulación de estos, se hizo en Excel 2016 y para el análisis en el Paquete estadístico Statgraphics Centurion XVI. Para otra sección de datos se realizó una prueba de Tukey en el Paquete estadístico R con base en los resultados de los triplicados realizados para cada caso.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. CARACTERIZACIÓN MACRO Y MICRO MORFOLÓGICA DEL HONGO

Pycnopus sanguineus.

4.1.1. Caracterización macroscópica del hongo *Pycnopus sanguineus*.

Pycnopus sanguineus es un hongo filamentoso, perteneciente a los basidiomicetos, presenta un color anaranjado intenso y es debido a ese carácter, que es fácilmente observable (Figura 9A y Figura 9B). Este crece sobre troncos de árboles en pie o caídos, en ambientes naturales y en zonas urbanas. Al observarlo con lupa vemos que una de sus caras es lisa mientras que la que mira hacia abajo posee diminutos poros y es por allí donde se liberan las basidioesporas (Figura 9D).



Figura 9. Características del Basidiocarpio de *P. sanguineus*. A: Vista posterior de *P. sanguineus*. B: Vista frontal de *P. sanguineus*. C. *P. sanguineus* adherido al sustrato y D: Vista en estereoscopia: Poros de *P. sanguineus*.

Las características macromorfológicas de esta especie son. El cuerpo fructífero es flaveliforme, es decir en forma de abanico con un margen semicircular, es coriáceo, sésil y se encuentra adherido al sustrato (tronco); es subestipitados (es decir sin estípites), pero si presentan un pie (angosto); su coloración es anaranjado intenso. Sus medidas son de 3,3 cm de largo, 2,2 cm de ancho y 0,1 cm de grosor, es solitario y algunos confluyente con sus laterales (basidios contiguos). En la superficie o cara superior carece de pilosidad, siendo ligeramente pubescente y la cara inferior presenta diminutos poros con tamaño de 0,3 cm (Figura 9B y 9D). Según las medidas anteriormente mencionadas, estas se encuentran dentro de los rangos reportados por Ojeda (1986) y Papinutti (2013) que van de 2-6 cm de largo, 2,2-3,0 cm de ancho y 0,1-0,3 cm de grosor y 1,2 cm- 3,5 cm de largo, 1,5-5 cm ancho y 0,1-0,45 cm grosor respectivamente.

Caracterización del hongo *ycnoporus sanguineus* en diferentes medios de cultivos.

Para la caracterización micelial en medios de cultivo de *Pycnoporus sanguineus*, se tiene en cuenta el color, la textura, el tipo de micelio (aéreo o rastrero).

Las características miceliales del hongo se observan en medio agar malta (Figura 10). El color de la cepa varió de blanco a naranja y luego a naranja intenso (pigmentación abundante: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y coriáceo (Figura 10A). El color de la cepa vario de blanco, naranja y naranja intenso (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo, coriáceo y abundante (Figura 10B).

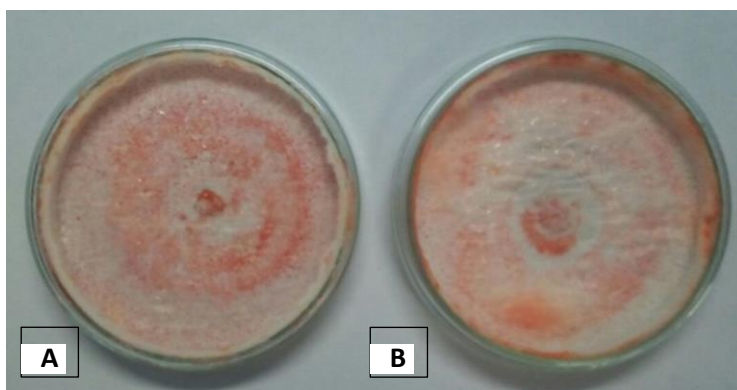


Figura 10. Medio agar malta con inoculo de *Pycnoporus sanguineus*. A: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad (12h: 12h), B: En condiciones de oscuridad (24h).

Se presentan las características morfológicas del micelio (*P. sanguineus*) en medio PDA (Figura 11). El color de la cepa varió de blanco, naranja y naranja intenso (pigmentación abundante: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y coriáceo (Figura 11A). El color de la cepa varió de blanco a naranja y naranja intenso (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo, blando y abundante (Figura 11B).

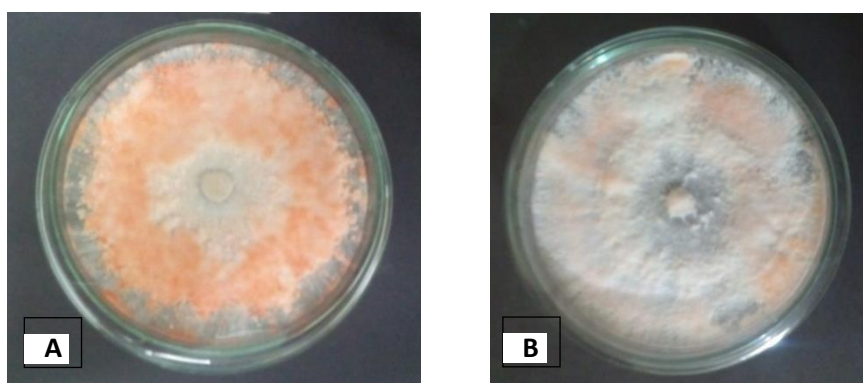


Figura 11. Medio PDA con inoculo de *Pycnoporus sanguineus*. A: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad (12h:12h), B: En condiciones de oscuridad.

Se presentan características morfológicas del hongo *P. sanguineus* en medio PDA no comercial (Figura 12). El color de la cepa fue de blanco con naranja (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y coriáceo (Figura 12A). El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo, blando y abundante (Figura 12B).

Se presentan las características morfológicas del micelio (*P. sanguineus*) en medio Agar Papa Zanahoria (Figura 13).

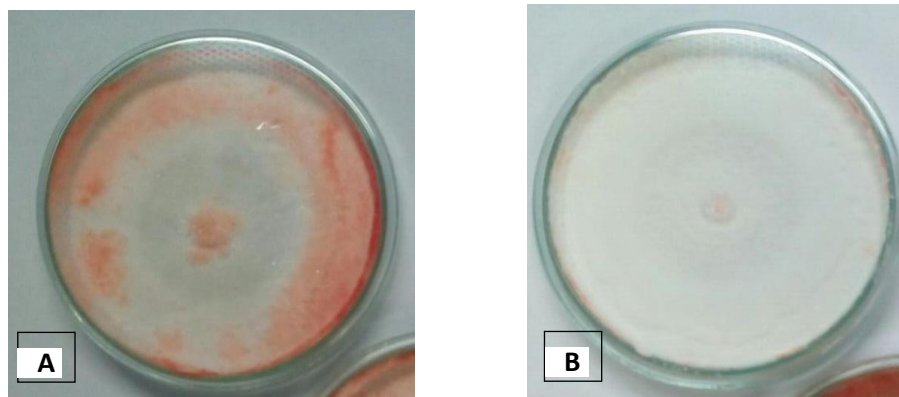


Figura 12. En medio agar PDA no comercial con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad (12h: 12h), B: En condiciones de oscuridad.

El color de la cepa varió de blanco a beige. La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y blando (Figura 13A). El color de la cepa vario de blanco, naranja y naranja intenso (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo, coriáceo y abundante (Figura 13B).

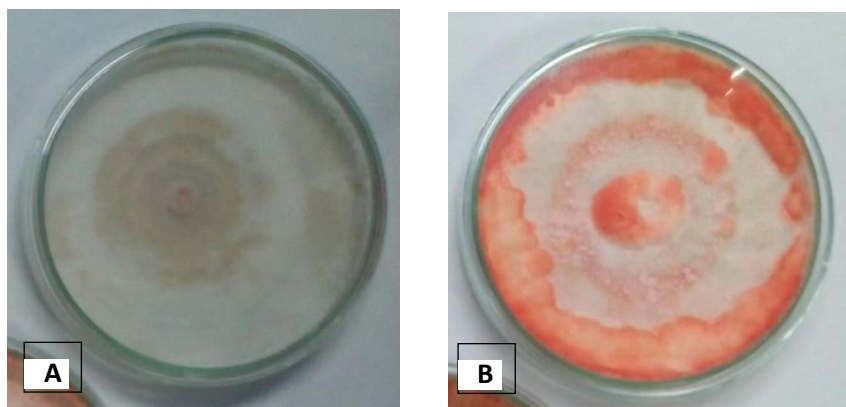


Figura 13. En medio agar Papa Zanahoria con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: En condiciones de oscuridad. B: En condiciones de alternancia de luz y oscuridad.

En general se evidencio que el crecimiento micelial en medio Extracto de malta fue mucho más denso y coriáceo, igualmente en el medio Papa zanahoria; siendo este un medio modificado con excelente resultados frente al medio comercial Extracto de malta. Stamets, cultivo artificialmente el género *Ganoderma* con éxito desde 1970.

Así mismo se corrobora en el estudio de Acosta-Urdapileta en el 2013, encontró un buen desarrollo en dos tipos de medio (HIT y EMA: Extracto de Malta). En EMA mostró una coloración entre naranja y blanco, textura algodonosa, densidad abundante y tipo de micelio aéreo.

El medio agar papa no comercial, presento un micelio abundante y denso frente al medio comercial Agar Papa Dextrosa, el cual también fue abundante pero más fino flocooso y en la zona central de la caja fue más coriáceo. En todos los medios anteriormente mencionados que se sometieron alternancia de Luz/oscuridad (12h: 12h) se evidencia la presencia del pigmento naranjado (cinnabarina) (Figura 14). Acosta-Urdapileta.

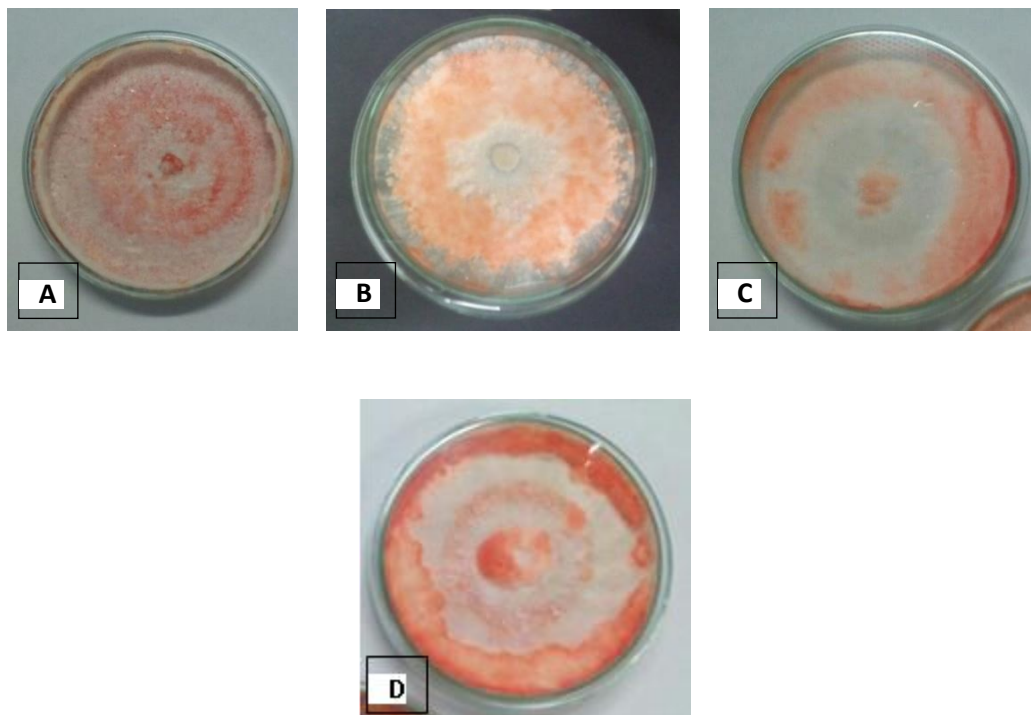


Figura 14. A: En medio agar Extracto de Malta B: Agar Papa Dextrosa (PDA) C: Agar Papa no comercial D: Agar Papa Zanahoria cada uno con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, en condiciones de alternancia de luz/oscuridad (12h: 12h).

Se presentan las características morfológicas del hongo *P. sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) a concentración de 1% y 2% en condiciones de oscuridad (Figura 14).

El color de la cepa fue blanco y naranja. La textura fue algodónosa, aterciopelada y pulverulenta. El tipo de micelio aéreo, blando y abundante (Figura 15A). El color de la cepa fue blanco con naranja en el centro (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodónosa y polvorosa. El tipo de micelio aéreo y basal. (Figura 14B).

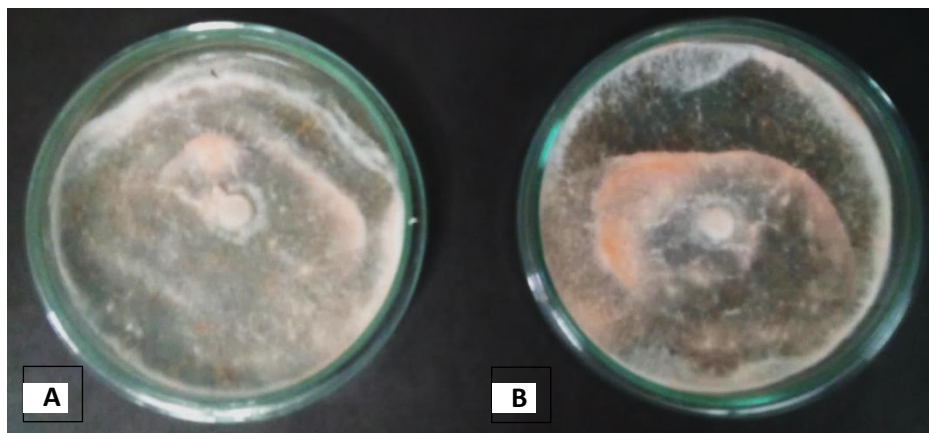


Figura 15. En medio Czapeck dox modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) con inoculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

Se presentan las características morfológicas del micelio (*P. sanguineus*) en medio Czapeck-dox modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) a concentración de 1% y 2% en condiciones de alternancia luz y oscuridad (Figura 15).

El color de la cepa varió de blanco a naranja. La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y blando (Figura 15A). El color de la cepa varió de blanco a naranja (pigmentación: cinabarina). La textura fue algodonosa y aterciopelada. El tipo de micelio aéreo y basal (Figura 15B).

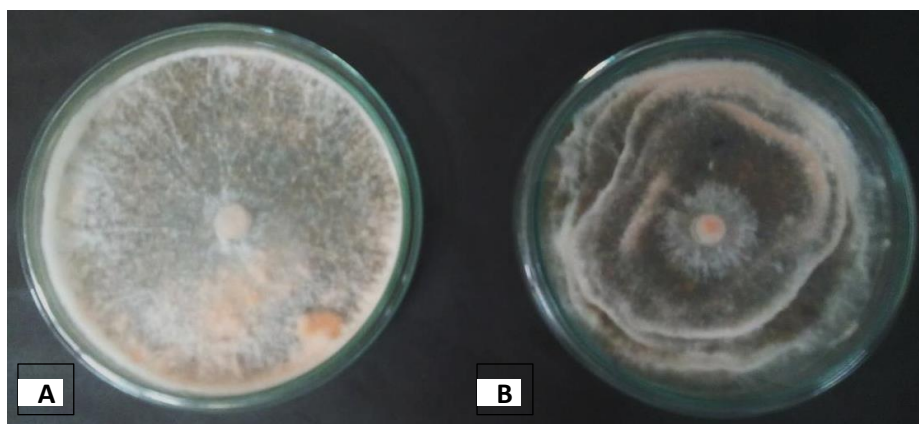


Figura 16. En medio Czapeck-dox modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) con inoculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de alternancia luz y oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de alternancia luz y oscuridad.

Se presentan las características morfológicas del hongo *Pycnoporus sanguineus*, en medio Czapeck-dox modificado con aserrín roble (*Quercus humboldtii*) a concentración de 1% y 2% en condiciones oscuridad (Figura 16).

El color de la cepa varió de blanco a beige. La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y blando (Figura 16A). El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y abundante (Figura 16B).

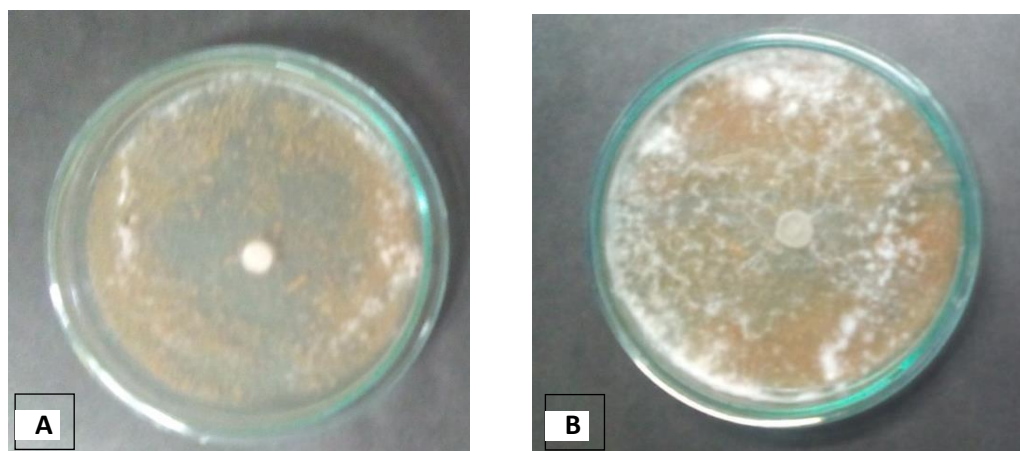


Figura 17. En medio Czapeck-dox modificado con aserrín roble (*Quercus humboldtii*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones oscuridad.

Se presentan las características morfológicas del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck-dox modificado con aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) a concentración de 1% y 2% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad (Figura 17).

El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y blando (Figura 17A). El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa. El tipo de micelio aéreo escaso (Figura 17B)

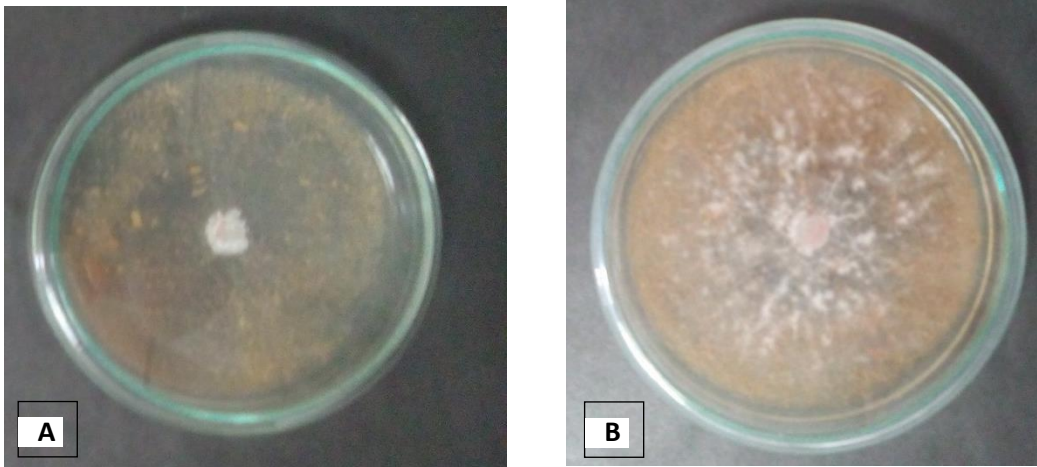


Figura 18. En medio Czapeck-dox modificado con aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) con inoculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad.

Se presentan las características morfológicas del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck-dox modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) a concentración de 1% y 2% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad (Figura 18). El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa. El tipo de micelio aéreo y blando (Figura 18A). El color de la cepa vario de blanco a naranja. La textura fue algodonosa y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y abundante (Figura 18B).

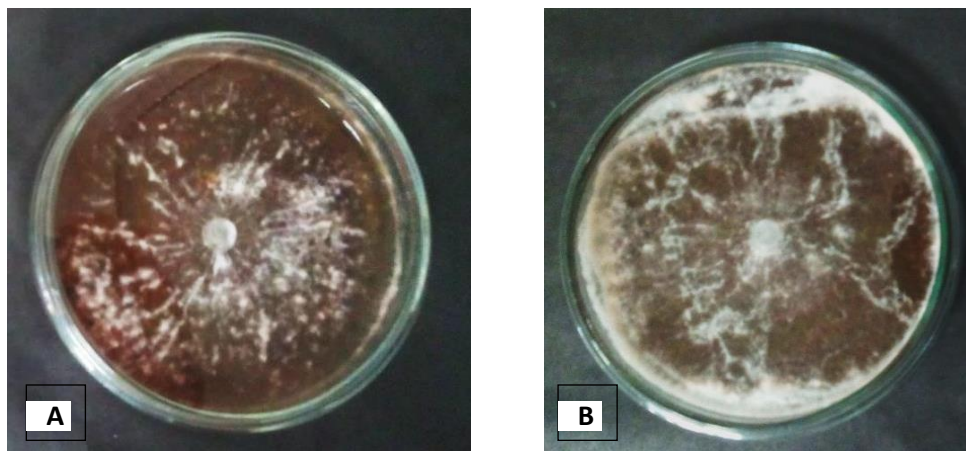


Figura 19. En medio Czapeck-dox modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) con inoculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de alternancia de luz y oscuridad.

El hongo *Pycnoporus sanguineus* se muestra en medio Czapeck dox modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) a concentración de 1% y 2% en condiciones de oscuridad (Figura 19). El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa, aterciopelada. El tipo de micelio aéreo y blando (Figura 19A). El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y abundante (Figura 19B).

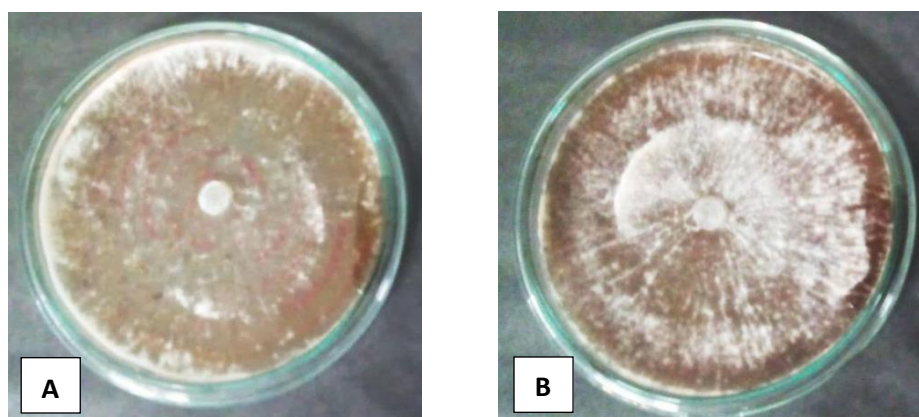


Figura 20. En medio Czapeck-dox modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 1% en condiciones de oscuridad. B: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

Se presenta características morfológicas del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck-dox modificado con aserrín de mezcla: cedro (*Cedrela odorata*), MDF y caracolí (*Anacardium excelsum*) a concentración de 0.5%, 1% y 2% en condiciones de oscuridad (Figura 20).

El color de la cepa fue blanco. La textura fue algodonosa. El tipo de micelio aéreo, blando y escaso (Figura 20A). El color de la cepa vario de blanco a naranja (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodonosa y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo (Figura 18B). El color de la cepa vario de blanco a naranja (pigmentación: cinnabarina). La textura fue algodonosa, aterciopelada y zonada (aterciopelada/algodonosa). El tipo de micelio aéreo y abundante (Figura 20C).

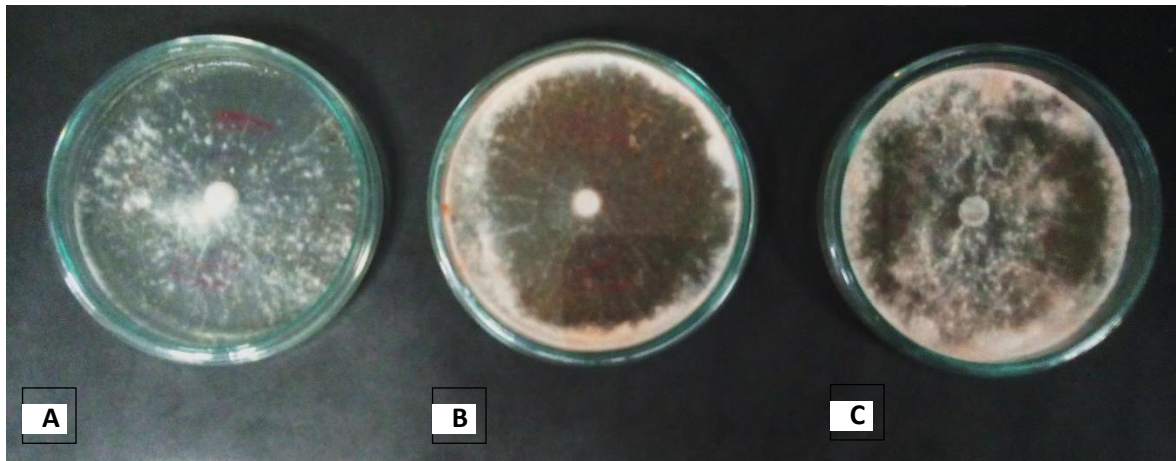


Figura 20. En medio Czapeck-dox modificado con aserrín de mezcla: cedro (*Cedrela odorata*), MDF y caracolí (*Anacardium excelsum*) con inóculo de *Pycnoporus sanguineus*, A: Concentración de 0.5% B: Concentración de 1% C: Concentración de 2% en condiciones de oscuridad.

4.1.2. Caracterización micromorfológica del hongo *Pycnoporus sanguineus*.

Para la caracterización microscópica se realizó el aislamiento de una muestra en el respectivo montaje; al transcurrir un tiempo de crecimiento se visualizó las muestras, unas en fresco y otras teñidas con azul de lactofenol, observándose la morfología partículas del hongo *Pycnoporus sanguineus*.

La espora presenta una coloración anaranjada, con forma cilíndrica, en los extremos circulares y con presencia de gránulos en estos mismos (Figura 21A).

En la figura 21B, la espora se encuentra teñida de azul de lactofenol donde son más claras las características anteriormente mencionadas.

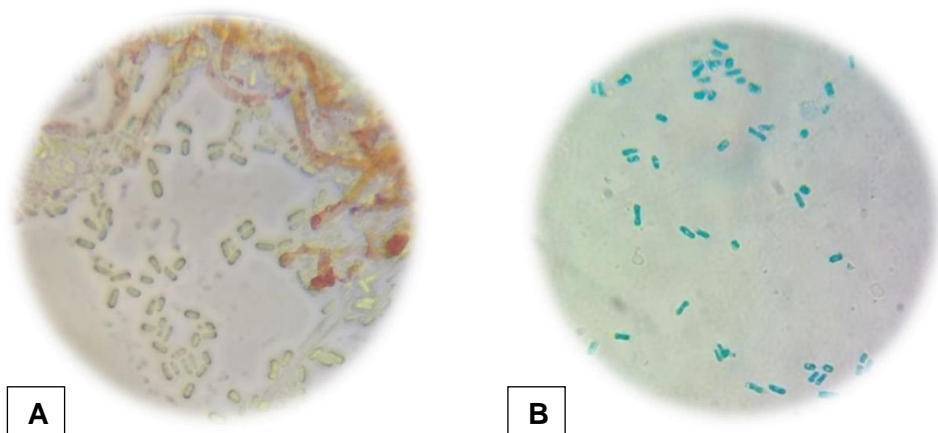


Figura 21. A: Esporas de *Pycnoporus sanguineus* teñida con azul de lactofenol. B: Esporas de *Pycnoporus sanguineus* sin tinción al 100X.

Para la caracterización del micelio y la espora se tomó la muestra del medio de cultivo malta y PDA, en el cual se aisló la especie de *Pycnoporus sanguineus* y presentó las siguientes características:

Se observó un sistema hifal trimítico con hifas generativas, hialinas a amarillo palido, septadas, con paredes delgadas, y granulación anaranjada (Figura 22B-C), hifas esqueléticas, sin septos, de paredes gruesas, hialinas y con tinción de azul de lactofenol (Figura 22D) y por ultimo hifas conectivas, sin septos, hialinas (Figura 22C) y con tinción de azul de lactofenol (Figura 22A). Según lo reportado por Galán (2007) y Papinutti (2013) se encontró que concuerdan las características anteriores mencionadas con las descritas para la especie *P. sanguineus*, lo cual nos confirma que es la misma especie.

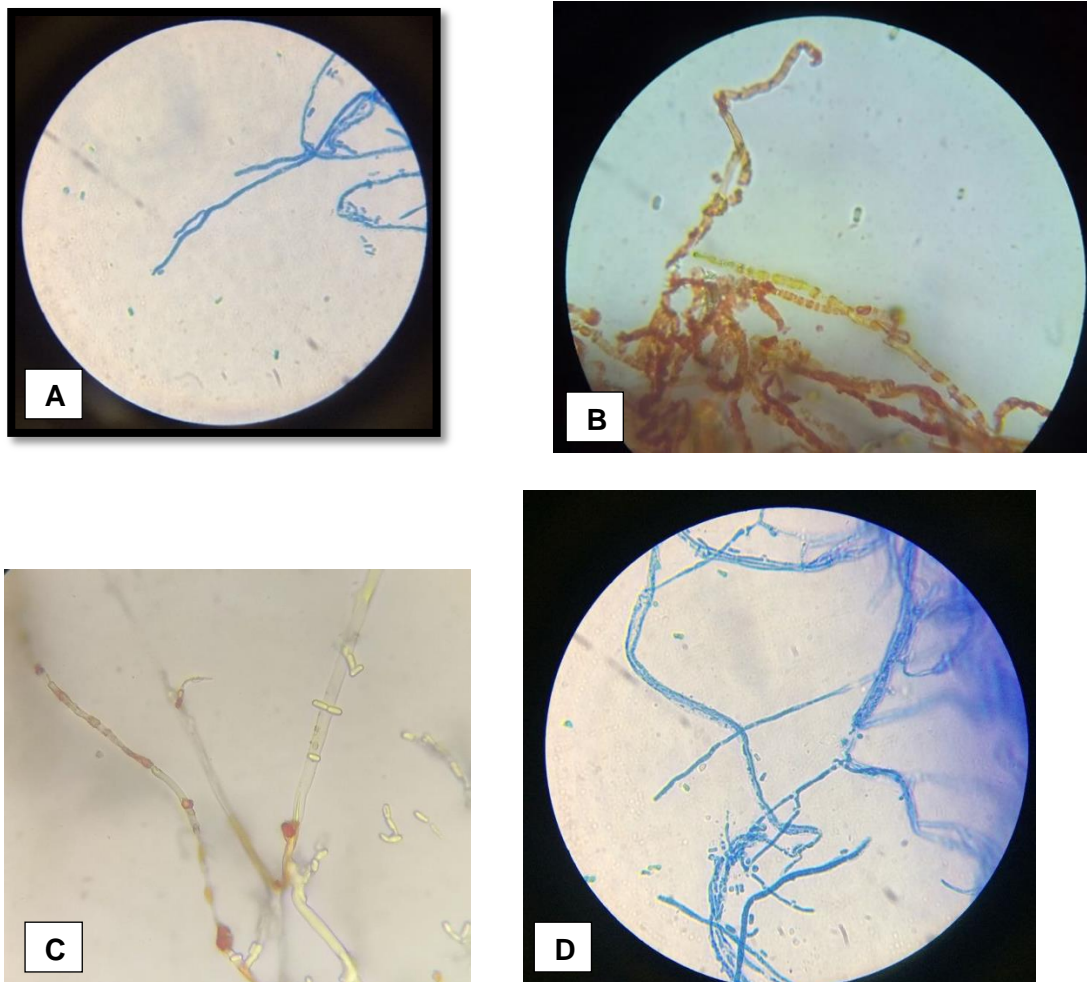


Figura 22. Características micromorfológicas de la cepa *Pycnoporus sanguineus*; A: Micelio de *Pycnoporus sanguineus* teñidas con azul de lactofenol. B y C: Micelio de *Pycnoporus sanguineus*

sin tinción. C y B: Micelio de *Pycnoporus sanguineus* teñido con azul de lactofenol al 100X.

4.2 DETERMINACIÓN DE LA TASA DE CRECIMIENTO MICELIAL DEL HONGO *Pycnoporus sanguineus* EN MEDIOS DE CULTIVOS COMERCIALES Y MODIFICADOS CON RESIDUOS AGROFORESTALES.

4.2.1. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medios de cultivo comerciales.

Para establecer el mejor medio de cultivo se utilizó la cepa de *Pycnoporus sanguineus* en medio malta, PDA no comercial, PDA comercial y Papa-zanahoria en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad.

Se presentan la evaluación del crecimiento micelial del hongo en medios comerciales y modificados con residuos agroforestales en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad (Figura 21).

Se observó que el crecimiento del hongo fue más rápido a las 120 horas en alternancia de luz/oscuridad en el medio comercial malta-I, seguido del medio modificado papa-zanahoria-I y el mínimo fue de PDA-I modificado; con un promedio de 9,0 cm (Figura 21A), 8,932 cm (Figura 21B) y 7,53 cm (Figura 21C) respectivamente. Esto se debe a que la luz desempeña un papel importante en el cambio de estado vegetativo a reproductivo, acelerando el crecimiento y mejorando la productividad del hongo (Chang y Miles, 2004).

El medio de cultivo extracto de malta tuvo el valor más alto, debido a que contiene los requerimientos nutritivos óptimos para el crecimiento del hongo, lo cual su alto contenido de carbohidratos en forma de cebada malteada (maltosa) es la fuente de carbono y la peptona como fuente de nitrógeno, lo cual coincide con lo reportado por Acosta y Villegas en el 2013 presento la mayor velocidad de crecimiento medio sobre el agar Extracto de Malta con 9.9 mm/día, en cuanto a los días requeridos por las cepas *P. sanguineus* para cubrir la caja varió de 9 a 13 días según la cepa y el medio de cultivo utilizado, siendo en el presente estudio con solo 5 días cubrió la caja de petri (Figura 10).

El medio modificado con papa-zanahoria presenta una alta fuente de carbono representada en carbohidratos y minerales como potasio, sodio, calcio, fósforo, magnesio, hierro, zinc, yodo y selenio. Tanto la zanahoria como la papa le brinda al sustrato un alto contenido de vitaminas, minerales y fibra con un gran contenido nutritivo (ecoagricultor, 2014).

Se observó que los medios de cultivo sometidos a oscuridad presentan el máximo de crecimiento a las 120 horas, a excepción del medio PDA no comercial, el cual lo presentó a las 144 horas, con un promedio de 8,594 cm. Los promedios de los medios en total oscuridad son más bajos, lo que nos confirma como el factor luz es crucial en el desarrollo micelial, en el surgimiento y diferenciación de los esporocarpos o cuerpos fructíferos (las estructuras reproductoras de los hongos comestibles) (Rodríguez y Romero et al., 2010)

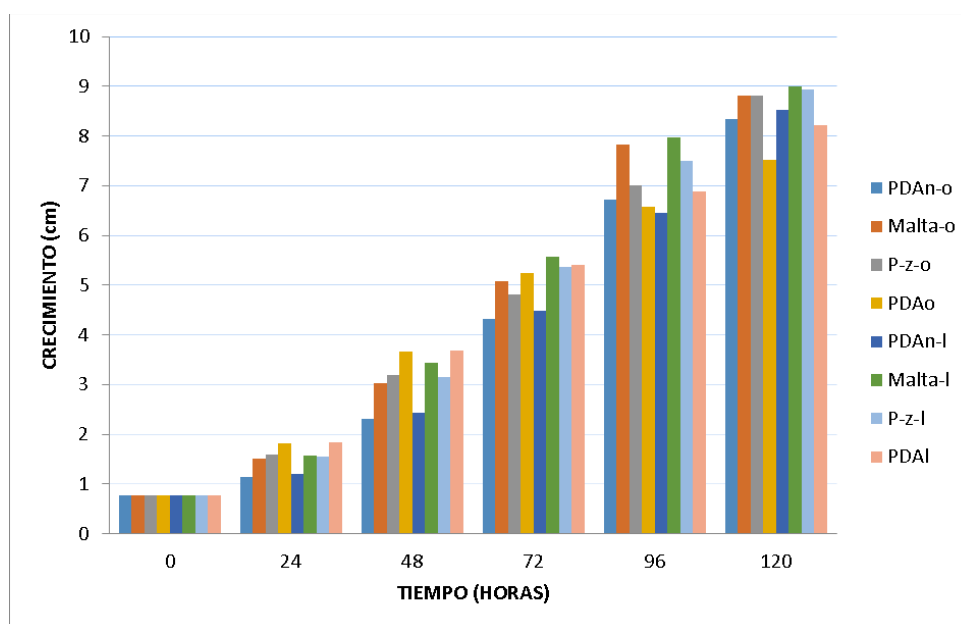


Figura 23. Evaluación del crecimiento micelial del hongo en medios comerciales y modificados con residuos agrícolas en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad.

4.2.2. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medios de cultivos modificados con residuos agroforestales de diferentes aserrines.

Para la determinación de esta variable se tomaron en cuenta los medios Czapeck dox modificados con diferentes residuos de aserrines, en donde se determinaron los valores máximos y mínimos, el tiempo que transcurrió de la degradación de los compuestos lignocelulósicos (madera) y se determinó el mejor medio en base a las diferencias significativas entre los diferentes medios de cultivo modificados.

4.2.2.1. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*). Se presentan la evaluación del crecimiento micelial del hongo en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) en alternancia de luz/oscuridad y oscuridad (Figura 22).

Se observó que el crecimiento del hongo fue más rápido en el medio modificado con aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) 2% en alternancia de luz/oscuridad y hervido (B2lh) a las 168 horas con un valor de 8,934 cm, el cual fue el más cercano a la cepa control PDA con un promedio de 8,594 cm debido a tres aspectos, primero a la alta concentración, segundo debido a estar en condición de hervido, seguido del medio aserrín guacamayo de 2% en oscuridad y hervido (B2oh) con un valor de 8,623 cm y por último el crecimiento más lento fue en el medio aserrín de zapato 1% en oscuridad y sin hervir (B1lsh) con 7,162 cm.

Según el análisis estadístico existen diferencias significativas entre B1lh frente a B2lh, B2oh, PDA. B2lh presenta diferencia significativa frente B1lsh, B2lsh y B2osh. B1lsh presenta diferencia significativa frente B2oh, PDA. B2lsh frente B2oh y PDA y B2osh frente B1oh, B2oh y PDA (Anexo 8).

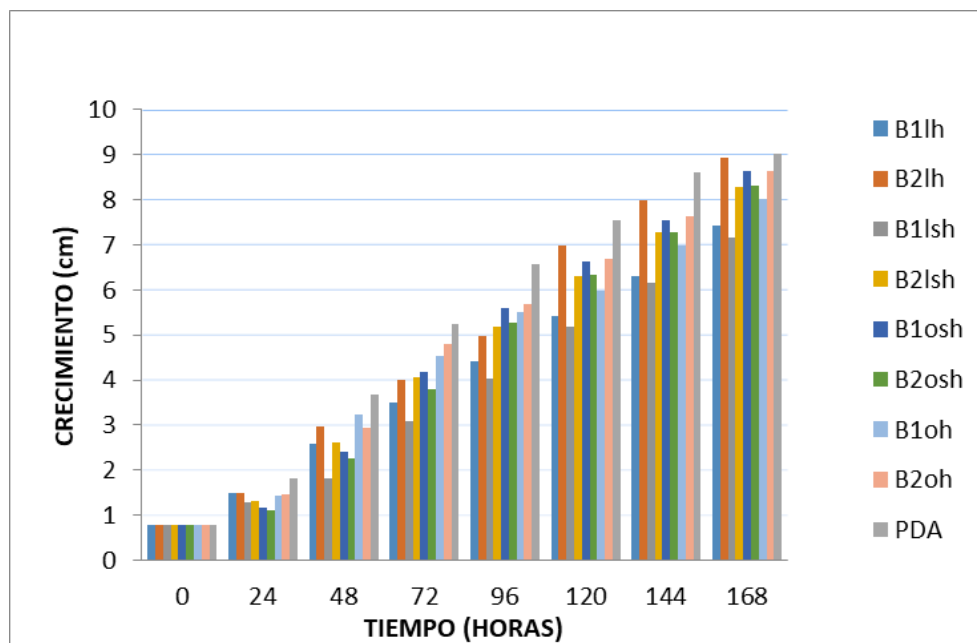


Figura 24. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

4.2.2.2. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de Roble (*Quercus humboldtii*). Se presentan la evaluación del crecimiento micelial del hongo en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de roble en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad (Figura 23).

Se observó que el crecimiento del hongo fue más rápido en el medio modificado con aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) 2% en alternancia de luz/oscuridad y hervido (Q2lh) a las 168 horas con un promedio de 7,668 cm, seguido del medio aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) 1% en condiciones de luz/oscuridad y hervido (Q1lh) con un promedio de 7,632 cm y por último el crecimiento más lento fue en el medio aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) 2% en oscuridad y sin hervir (Q1osh) con un valor de 6,7 cm.

El aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) tuvo un crecimiento en general muy lento con respecto a los otros aserrines, lo cual es benéfico debido a la categoría de

Vulnerable (VU A2cd) según UICN en la que se encuentra, ya que sus poblaciones han sufrido un intenso proceso de disminución (Camacho, et al., 2002). Por otro lado, el crecimiento más rápido fue en el medio con aserrín de roble 2% en alternancia de luz/oscuridad y hervido (Q2lh) a las 168 horas con un promedio de 7,668 cm debido a que esta es la concentración más alta con aserrín de este árbol al 2%, también, el xilema es la parte principal que conforma la madera, y este está compuesto por dos secciones la albumina y el duramen.

Según el análisis estadístico de las medias existen diferencias significativas PDA frente Q1oh, Q2oh, Q1osh, Q2lsh, Q1lh y Q2lh y Q1lsh frente Q2lsh (Anexo 9).

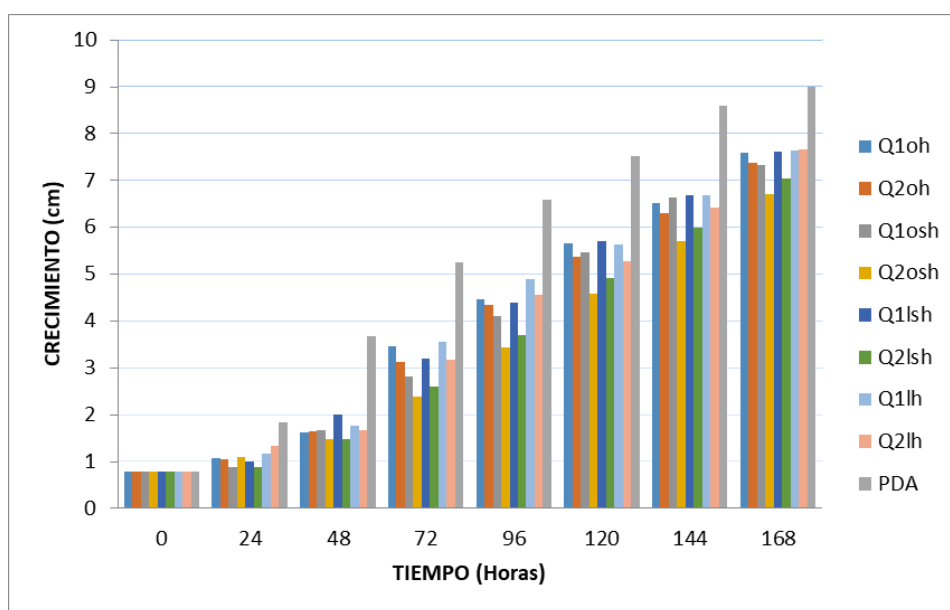


Figura 25. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

4.2.2.3. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de una mezcla de aserrines: (MDF, Cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*). Se presentan la evaluación del crecimiento micelial del hongo en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de una mezcla de aserrines: (MDF, Cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad (Figura 24).

Se observó que el crecimiento del hongo fue más rápido en el medio modificado con mezcla de aserrines (MDF, cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*) 2% en alternancia de luz/oscuridad y hervido (M2lh) a las 168 horas con un promedio de 8,875 cm, seguido del medio mezcla 1% en oscuridad y hervido (M1oh) con un promedio de 8,434 cm y por último el crecimiento más lento fue del medio mezcla 2% en alternancia de luz/oscuridad y sin hervir (M2lsh) con un promedio de 7,043 cm. Existen diferencias estadísticamente significativas de M1lh frente M1osh. M2lh frente M2lsh, M1osh, M2osh. M1lsh frente M2lsh, M1oh, M2oh y DPA. M1oh frente a M1osh. M2oh frente a M2osh y PDA frente M1osh y M2osh (Anexo 10).

Se evidencia que en los medios de cultivos con mezcla se aserrines presentan un micelio más denso y mayor presencia de pigmentos a medida que se aumenta la concentración de la mezcla se aserrines, y se puede determinar cualitativamente que el hongo se nutre y degrada la lignina y la celulosa, debido a la pudrición blanca que se observa en el medio, y adquiere el color blanco característico, presentándose una disminución en el peso del sustrato (Catwright y Findlay, 1950). El medio modificado con mezcla de aserrines (MDF, cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*) 2% en alternancia de luz/oscuridad y hervido (M2lh) con valor más alto a las 168 de 8,875 cm se pudo deber a la influencia de la luz, ya que esta desempeña un papel importante en el cambio de estado vegetativo a reproductivo, acelerando el crecimiento y mejorando la productividad del hongo (Chang y Miles, 2004).

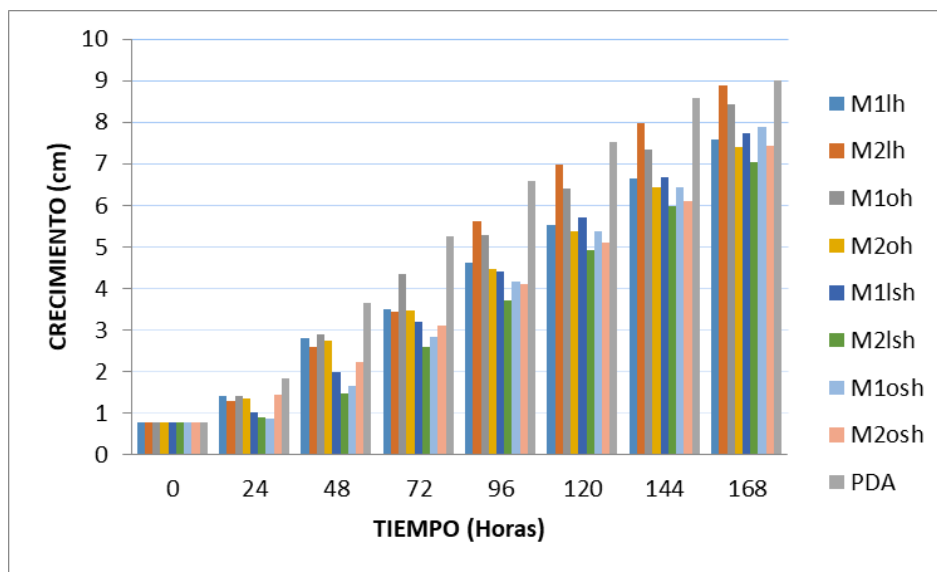


Figura 26. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medios modificados con residuos agroforestales de mezcla de aserrines (MDF, Cedro: *Cedrela odorata* y caracolí: *Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

4.2.2.4. Determinación de la tasa de crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*). Se presentan la evaluación del crecimiento micelial del hongo en medio Czapeck dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad (12h: 12h) (Figura 25).

Se observó que el crecimiento del hongo fue más rápido en el medio modificado con aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) 2% en alternancia de luz/oscuridad y hervido (A2lh) a las 168 horas con un promedio de 8,89 cm, seguido del medio aserrín de caracolí 1% en oscuridad y hervido (A1oh) con un promedio de 8,857 cm y por último el crecimiento más lento fue en el medio aserrín de caracolí 1% en oscuridad y sin hervir (A1osh) con un promedio de 7,606 cm. Como se mencionó anteriormente la alternancia de luz/oscuridad (12h: 12h) influye de manera positiva en el desarrollo de micelio.

Según Plan de manejo y conservación del caracolí (*Anacardium excelsum*) en la jurisdicción CAR, realizado por Giovanny Andres Morales se encontró que dentro de las pruebas físicas y químicas del caracolí, el duramen de éste es un extracto

acuoso no fluorescente; básicamente sin color café, extracto en etanol fluorescente. Este duramen consiste en un conjunto de células muertas acumuladas en el centro del tronco por crecimiento centrifugo, el cual contiene gran cantidad de sustancias químicas, como taninos, resinas y aceites, que la protegen de la acción perturbadora de los insectos y los hongos lo cual pudo impedir un crecimiento uniforme hongo y su textura fina, flogosa aunque abundante (Figura 18 y 19).

Según el análisis estadístico de las medias existen diferencias significativas PDA frente A1lsh frente A1osh, A2osh. De A2lsh frente A1osh y PDA. De A1osh frente A1loh y PDA. PDA frente A2osh y A1oh (Anexo 11).

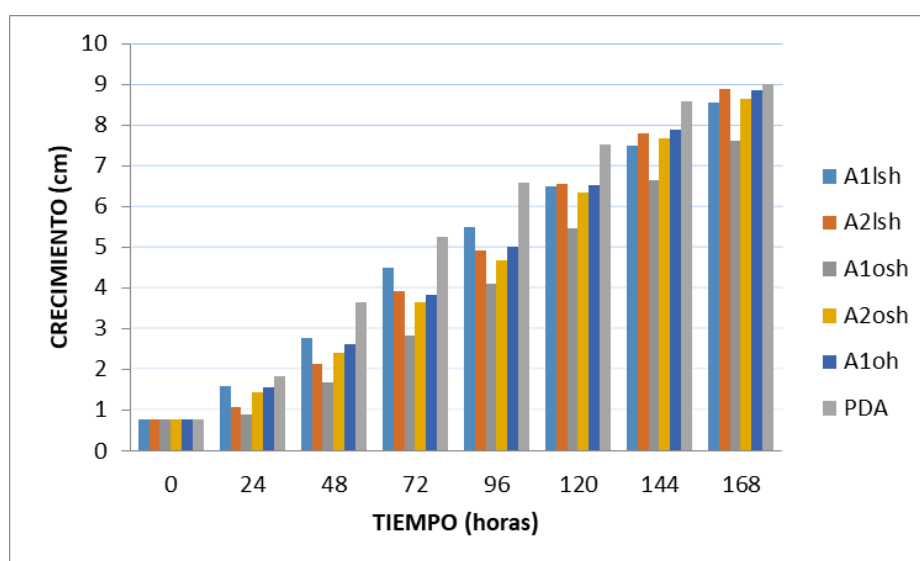


Figura 27. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medios modificados con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad/alternancia de luz y oscuridad.

4.3 COMPARACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL HONGO *Pycnoporus sanguineus* EN DIFERENTES SUSTRATOS DE CEREALES PARA MATERIAL SEMILLA.

8.3.1 Comparación del crecimiento del micelio del hongo *Pycnoporus sanguineus* en cuatro cereales: Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo.

Para la obtención de semillas del hongo *Pycnoporus sanguineus* se emplearon

diferentes sustratos (Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y rojo), utilizando botellas de vidrio. Los cereales de mejor rendimiento para la producción de micelio según el análisis de varianza que registra la pérdida de peso va de la siguiente manera: maíz amarillo 0,231 kg, seguido de maíz blanco 0,236 kg, millo rojo 0,383 kg y por ultimo millo blanco 0,24 kg con crecimiento a los 16 días (Prueba de Tukey).

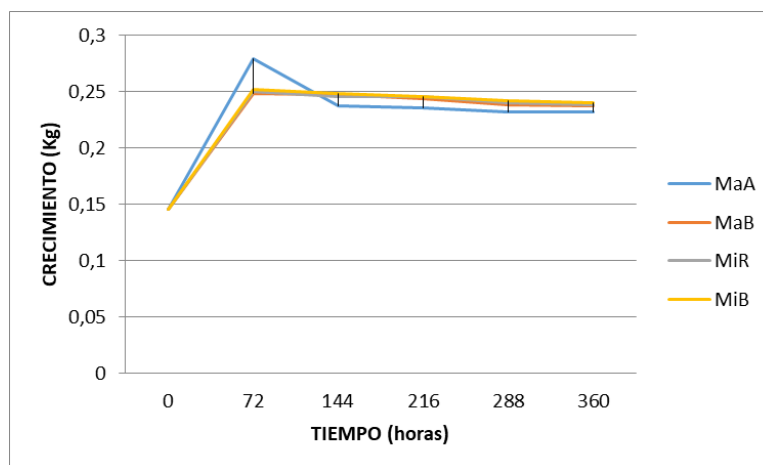


Figura 28. Comparación del crecimiento del micelio del hongo *Pycnoporus sanguineus* en cuatro cereales: Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo.

Se presentan la comparación del crecimiento micelial del hongo en cereales hidratados: Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo (Figura 28).

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)	
Ma.B - Ma.A == 0	5.553e-07	4.779e-03	0.000	1.000	
Mi.B - Ma.A == 0	2.223e-03	4.779e-03	0.465	0.965	
Mi.R - Ma.A == 0	8.337e-04	4.779e-03	0.174	0.998	
Mi.B - Ma.B == 0	2.222e-03	4.779e-03	0.465	0.965	
Mi.R - Ma.B == 0	8.331e-04	4.779e-03	0.174	0.998	
Mi.R - Mi.B == 0	-1.389e-03	4.779e-03	-0.291	0.991	
(Adjusted p values reported -- single-step method)					

Tabla 7. Comparación del crecimiento del micelio del hongo *Pycnoporus sanguineus* en cuatro cereales: Maíz amarillo, maíz blanco, millo blanco y millo rojo. Presentando las diferencias significativas con un $P(v) < 0.5$.

Se registró el maíz amarillo tuvo la mayor pérdida de peso, seguido del maíz blanco y por último el millo rojo, lo cual pudo deberse a que se realizó con éxito la hidratación del cereal (maíz amarillo), puesto que estos son duros y a veces es difícil de penetrar por el hongo (cita).

El hongo pudo aprovechar la fuente de carbono y proteínas que este cereal le brindaba, lo cual concuerda con los resultados obtenidos por Stanley en el 2010, empleando granos de trigo, maíz blanco y maíz amarillo como soportes para obtener semilla de *P. tuber regium* y *pulmonarius*, reportando que para las dos especies, tanto la extensión micelial como el peso de micelio fresco son mayores en maíz blanco, seguido por el maíz amarillo y en menor proporción el trigo.

Según Rodríguez (2007), considera que los sustratos a utilizar para la producción de una buena semilla son: cebada, trigo, centeno, sorgo, millo entre otros; los cuales son productos agroindustriales con un alto contenido lignocelulósico, estos sustratos bases se les denomina de esta manera por ser principalmente de carbono, además para obtener buenos resultados es importante hidratarlos, lo cual ayuda a un mejor crecimiento del hongo en estos sustratos.

Se evidencia que es más denso y coriáceo el micelio en maíz amarillo, blanco y millo blanco, mientras que en millo rojo es abundante, pero flogoso (figura 28).

Según el análisis de varianza no existen diferencias estadísticamente significativas entre los 4 tratamientos, que son maíz amarillo (MaA), maíz blanco (MaB), millo rojo (MiR) y millo blanco (MiB), pero cualquiera cumple una buena función como sustrato para material semilla.

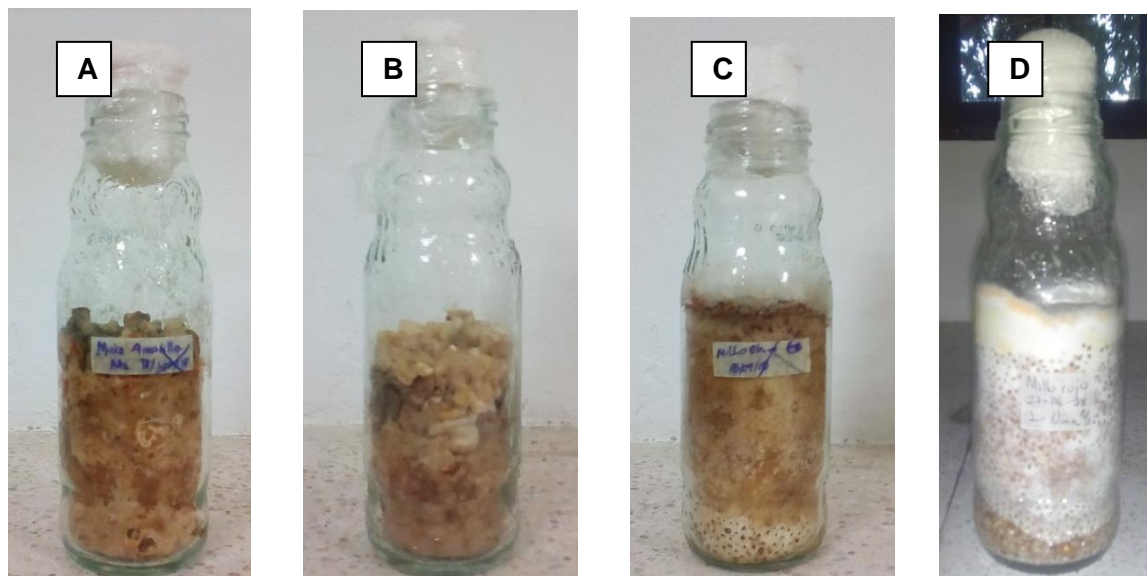


Figura 29. Colonización del micelio del hongo *Pycnoporus sanguineus* en cereales hidratados: **A:** Maíz amarillo, **B:** Maíz blanco, **C:** Millo blanco, **D:** Millo rojo.

5. CONCLUSIONES

- ✓ La especie colectada en la vereda Costa de Oro, se permitió aislar satisfactoriamente con el método de extracción de explantos del espécimen; por lo cual, se identificó una cepa nativa de *Pycnoporus sanguineus*.
- ✓ Los medios sometidos a alternancia de luz/oscuridad(12h:12h) presentaron en apariencia mayor cantidad de cinabarina, por lo cual puede ser usados posteriormente para extracción de metabolitos secundarios con actividad antiviral, antifúngica y antibacteriana
- ✓ Los medios modificados con Papa (no comercial) y Papa zanahoria lograron proporcionar gran cantidad de micelio, por lo cual son medio ideales para el crecimiento y producción de dicho micelio en óptimas condiciones.
- ✓ Los medios de cultivos Czapek-Dox modificados con las mezcla de aserrines es adecuado para la producción de micelio, utilizando algunas variantes pero aplicable a posteriores procesos biotecnológicos y de bioremediación en ambientes naturales.
- ✓ Para el material semilla, se destacó el maíz amarillo y blanco con alta pérdida de peso, debido a esto son medios óptimos para la producción de micelio en semillas, y su alta conservación y uso a largo plazo en procesos de extracción de enzimas degradadoras de compuestos contaminantes o sustancia bioactivas como cinnabarina, ácido cinabarico, tramesangina y picnosangina.

6. RECOMENDACIONES

- ✓ De acuerdo con los resultados obtenidos en esta investigación se recomienda realizar estudios económicos que indiquen la viabilidad de la producción de *Pycnoporus sanguineus* utilizando estos sustratos.
- ✓ Implementar la utilización del medio Agar Papa- zanahoria modificado con residuos agrícolas propios de la región como seudotallo de maíz, hojas de maíz, hojas de plátano, seudotallo plátano y aserrines a diferentes concentraciones para el crecimiento micelial de *Pycnoporus sanguineus*
- ✓ Seguir con investigaciones para la elaboración de sustratos (bloques) para el hongo *Pycnoporus sanguineus* hasta obtener el cuerpo fructífero o carpóforo, teniendo en cuenta los resultados estadísticos de esta investigación.
- ✓ Recomendamos realizar búsquedas en campo con el fin recolectar diferentes hongos medicinales o comestibles nativos de la región que sirvan para el aprovechamiento en la industria biotecnológica, farmacéutica y alimenticia que generen una alternativa económica.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, L., Medardo, F., Villegas, A., Alonso, A., Rodríguez, A., Salgado, D., Adame, M., Salgado, J. & Montiel, M. 2016. *Pycnoporus sanguineus* un hongo con alto potencial biotecnológico. En: Sánchez, J & Mata, G. (Eds). Hongos Comestibles y Medicinales en Iberoamérica: investigación y desarrollo en un entorno multicultural. México. Págs.532-560.
- Acosta, L., Obscura, N. & Rosano, R. 2016. Uso del Hongo *Pycnoporus sanguineus* para la elaboración de bebidas. Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos, 1, (1), Págs. 675-679.
- Acosta, L., Medardo, F. & Villegas, A. 2013. Cultivo de *Pycnoporus sanguineus* en aserrín de pino, encino y cedro. En: Sánchez, J & Mata, G. (Eds). Hongos Comestibles y Medicinales en Iberoamérica: investigación y desarrollo en un entorno multicultural. México. Págs. 329-338.
- Acosta, L., Medardo, F., Villegas, E. 2012. Pigmentos antimicrobianos de *Pycnoporus sanguineus*. Hongos Comestibles y medicinales: producción, desarrollo y consumo. México. Págs. 339-347.
- Adame, M., Aguilar, E., Acosta, M., Medrano, F. & Villegas E. Evaluación de la actividad antimicrobiana de la cinabarina proveniente del hongo *Pycnoporus sanguineus*. VI Jornada de científica de Biomedicina y Biotecnología Molecular. V Congreso Internacional de Ingeniería Bioquímica. México.
- Alcaldía de Montería, 2018. Recuperado el 9 de septiembre 2019 de la página web: <https://www.monteria.gov.co/publicaciones/146/geografia/>
- Betancur, M. y Builes, J. 2013. Caracterización del hongo *Pycnoporus sanguineus* e identificar sus usos en el sector industrial. Institución educativa colegio Loyola para la ciencia y la innovación Medellín. <https://es.scribd.com/doc/160494303/UTILIZACION-DEL-PYCNOPORUS-SANGUINEUS-PARA-LA-ELABORACION-DE-TINTES-NATURALES-QUE-SERAN-IMPLEMENTADOS-EN-LA-INDUSTRIA-TEXTIL-1-3-copia>. [Accedido: 20-05-2017].

- Campi, M., et al., 2016. Evaluación del crecimiento de macrohongos de interés biotecnológico en residuos agroindustriales y maderero. *Steviana*, Vol 8(2), 2016 pp 59-62.
- Cárdenas, D. & Salinas, N. Libro Rojo de plantas de Colombia. Volumen 4. Especies maderables amenazadas. Primera parte. Bogota D. C.
- Correa, E., et al., 2015. Actividad leishmanicida de *Pycnoporus sanguineus*. Grupo de Química Orgánica de Productos Naturales-SIU. Universidad de Antioquia, Medellín (Antioquia), Colombia. *Actual Biol* 27 (Supl. 1): 39-42.
- Chegwin, C., 2014. Incidencia del medio y de las condiciones de cultivo en el potencial como nutriceútico de tres especies del genero *Pleurotus*. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C., Colombia.
- Coello- Loor, C., et al., 2007. Evaluación del crecimiento y producción de biomasa de dos cepas del género *Pleurotus* spp., cultivadas en un medio agar con diferentes sustratos. *Ciencia y Tecnología*. 2017. 10(2): 33-39.
- Cruz, R., Guzman A., Fernandez, J., Valencia, G., Baños, S., Arce, R. 2015. Producción de pigmentos de *Pycnoporus sanguineus* en medio cultivo sólido. *Agrociencias*. 49, (4). Págs. 347-359.
- Cury, K., et al., 2017 Residuos agroindustriales su impacto, manejo y aprovechamiento. *Revista colombiana de ciencia animal*. Vol 9. Universidad de Sucre.
- Descripción del medios Agar extracto de Malta. Recuperado de la página web <http://www.probiotek.com/productos/reactivos/medios-de-cultivo-reactivos/extracto-de-malta/>. El día 8 de abril del 2018.
- El Universal, 2015. Luz, factor detonante en la reproducción de hongos Recuperado el 10 de septiembre 2019 de la página web: <http://archivo.eluniversal.com.mx/ciencia/2015/luz-reproduccion-hongos-102329.html>

- Flor Teresa García. Hongos. Recuperado el 25 de septiembre 2018 de la página web: <https://es.scribd.com/document/360730212/HONGOS-Generalidadesmetabolismo-reproduccion-clasificacion-pdf>.
- Galán, B. 2007. Taxateca.com Start Searching in the Collection. Orden: poliporales. Recuperado 14 de febrero 2019 <https://www.taxateca.com/ordenpolyporales.html>
- Generalidades, reproducción y metabolismo de los hongos. Recuperada el 8 de abril en la página web: https://books.google.com.co/books?id=QcU0yde9PtkC&pg=PA611&dq=reproduccion+de+hongos&hl=es-419&sa=X&ved=0ahUKEwjCusKq36zaAhVQzVMKHZiBC3IQ6AEIJzAA#v=onepage&q=reproduccion%20de%20hongos&f=false.http://www.cordoba.gov.co/cordobavivedigital/cordoba_geografia.htm
- Martinazzo, T. 2011. Formulación de substrato para la producción de basidiocarpos de (*Pycnoporus sanguineus*). Trabajo de Pos-grado (Agronomía). Universidad Estado del Oeste de Paraná. Paraná.
- Martín, J., Ramos-Sanchez, C., Martín Gil, J., 1997. Aprovechamiento de residuos agroforestales por utilización de hongos.
- Montoya, S., Sánchez. T. & Levin, L. 2014. Evaluación de actividades endoglucanasa, exoglucanasa, lacasa y lignina peroxidasa en diez hongos de pudrición blanca. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial, 12, (2): 115-124.
- Montoya, S., et al., 2018. Influencia de la luz azul sobre la productividad del cultivo sólido de *Ganoderma lucidum*. Revista. Colombian Biotecnol. Vol. XX No. 1
- Nevaréz, D. 2012. Aprovechamiento de residuos agroforestales para el cultivo de hongos comestibles (*Pleurotus sp.*). Instituto Politecnico nacional centro interdisciplinario de investigación para el desarrollo integral regional unidad Durango. Pag
- Papunutti, L 2013. *Pycnoporus sanguineus*. Ficha de Identificación. Revista Boletín Biológico (29): 32-33.

- Perez, E., Aguirre, E., Pérez, C., 1988. Aspectos sobre el uso y la distribución de *Pycnoporus sanguineus* (polyporaceae) en México. Revista Mexicana Micología. 4: 137- 144.
- Plantas y hongos. Contenido. Glosario. Herbarium. Taxones. Lista. Autor. Recuperado 15 de noviembre 2018 de la página web: <http://www.plantasyhongos.es/glosario/himenio.htm>
- Quintero, J., Feijoo, G. & Lemar, J. 2006. Producción de enzimas ligninolíticas con hongos basidiomicetos cultivados sobre materiales lignocelulósicos. Revista de la facultad de Química farmacéutica. 13 (2): 61-67.
- Ramírez, L. y Arango, A., 2017. Macromicetos: generalidades, desinfección y cultivo in vitro. Revista Microciencia, Vol. 6. <https://revistas.unilibre.edu.co/index.php/microciencia/article/view/3664>
- Rivera, R., Martínez, C. & Moralez, s. 2013. Evaluación de residuos agrícolas como sustrato para la producción de *Pleurotus ostreatus*. Revista Azul (37): 89-100.
- Rodríguez, J., 2014. Valoración y crecimiento de hongos comestibles nutraceuticos y nutricéuticos en sustratos agroindustriales del Valle del Cauca. Centro de investigaciones en medio ambiente y desarrollo cimad Manizales.
- Recuperado el 10 de septiembre 2018NEVA de la página web: <https://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:tsk1IJtxlrkJ:https://www.probiotek.com/productos/reactivos/medios-de-cultivo-reactivos/extracto-de-malta/+&cd=10&hl=es&ct=clnk&gl=co>
- Seijas 2014. Biología 2º año. Reino Fungi-Hongos. Recuperado el 15 de septiembre 2018 de la página web: <http://2biologiazatti.blogspot.com/2014/05/reino-fungi-hongos.html>

- Saltos Giler, 2017. Evaluación del crecimiento micelial y productivo de *Pleurotus sapidus* a nivel *in vitro* y sobre residuo de maíz (*Zea mays*). Revista Edición especial 2017, Pag 16 – 24.
- Suarez Arango, 2010. Obtención *in vitro* de micelio de hongos comestibles, shiitake (*Lentinula edodes*) y orellanas (*Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus pulmonarius*) a partir de aislamientos de cuerpos fructíferos, para la producción de semilla. Bogotá, Colombia.
- Tagua, V., 2014. Los hongos también pueden ver. Recuperado el 15 de septiembre 2019 de la página web: <http://www.hablandodeciencia.com/articulos/2012/07/24/7548/>
- Valenzuela, R., et al., 1986. Los poliporaceos de México i. descripción de algunas especies del noreste de Guanajuato. Revista. Mexicana Micologia 2. México.
- <http://www.dietas.net/tablas-y-calculadoras/tabla-de-composicion-nutricional-de-los-alimentos/verduras-y-hortalizas/tuberculos-y-raices/zanahoria.html>

Pycnoporus sanguineus, growth, agroforestry waste. culture media and sawdust

ANEXOS

Anexo 1. Preparación del medio Papa-zanahoria.

AGAR PAPA-ZANAHORIA	
COMPONENTES	CANTIDAD
Papa 150 g/L	30g

Zanahoria 150 g/L	30 g
Glucosa/Sacarosa 1-2%	4 g
Cloranfenicol 50 mg/L	10 mg
Agar 18 g/L (1.8%)	3,6 g

Anexo 2. Preparación del medio Papa no comercial.

AGAR PAPA	
COMPONENTES	CANTIDAD
Papa 1000mL/ 300g	60g
Sacarosa 1-2%	2 g
Cloranfenicol 50 mg/L	1 mL
Agar 18 g/L (1.8%)	3,2 g

Anexo 3. Composición del medio Czapek Dox modificado con aserrín de Guacamayo (*Basiloxylon excelsum*).

La composición se muestra en la tabla 6.

Ensayo	Código	Composición
1%		2g de aserrín de zapato y agar Czapek al 1%.
2%		4g de aserrín de zapato y agar Czapek al 1%.

Anexo 4. Composición del medio Czapek Dox modificado con aserrín de Roble (*Quercus humboldtti*).

Ensayo	Código	Composición
--------	--------	-------------

1%		2g de aserrín de roble y agar Czapek al 1%.
2%		4g de aserrín de roble y agar Czapek al 1%.

Anexo 5. Composición del medio Czapek Dox modificado con aserrín de Caracolí (*Anacardium excelsum*).

Ensayo	Código	Composición
1%		2g de aserrín de Caracolí y agar Czapek al 1%.
2%		4g de aserrín de caracolí y agar Czapek al 1%.

Anexo 6. Composición del medio Czapek Dox modificado con mezcla de aserrines: MDF, Cedro (*Cedrela odorata*), Caracolí (*Anacardium excelsum*).

Ensayo	Código	Composición
1%		2g de mezcla de aserrines y agar Czapek al 1%.
2%		4g de mezcla de aserrines y agar Czapek al 1%.

Anexo 7. Evaluación del crecimiento micelial del hongo en medios comerciales y

modificados con residuos agrícolas en condiciones de oscuridad/ alternancia de luz y oscuridad.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	3,38278	7	0,483255	31,13	0,0000
Intra grupos	0,248418	16	0,0155261		
Total (Corr.)	3,6312	23			

Pruebas de Múltiple Rangos

Método: 95,0 porcentaje LSD

	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
PDAm-o	3	3,84556	X
PDAm-l	3	4,05667	X
Pz-o	3	4,32111	X
Malta-o	3	4,51222	XX
Pz-l	3	4,585	X
Malta-l	3	4,84194	X
PDA-o	3	4,88167	X
PDA-l	3	4,9481	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
PDAm-o - Malta-o	*	-0,666667	0,215677
PDAm-o - Pz-o	*	-0,475556	0,215677

PDAm-o - PDA-o	*	-1,03611	0,215677
PDAm-o - PDAm-I		-0,211111	0,215677
PDAm-o - Malta-I	*	-0,996389	0,215677
PDAm-o - Pz-I	*	-0,739444	0,215677
PDAm-o - PDA-I	*	-1,10254	0,215677
Malta-o - Pz-o		0,191111	0,215677
Malta-o - PDA-o	*	-0,369444	0,215677
Malta-o - PDAm-I	*	0,455556	0,215677
Malta-o - Malta-I	*	-0,329722	0,215677
Malta-o - Pz-I		-0,0727778	0,215677
Malta-o - PDA-I	*	-0,435873	0,215677
Pz-o - PDA-o	*	-0,560556	0,215677
Pz-o - PDAm-I	*	0,264444	0,215677
Pz-o - Malta-I	*	-0,520833	0,215677
Pz-o - Pz-I	*	-0,263889	0,215677
Pz-o - PDA-I	*	-0,626984	0,215677
PDA-o - PDAm-I	*	0,825	0,215677
PDA-o - Malta-I		0,0397222	0,215677
PDA-o - Pz-I	*	0,296667	0,215677
PDA-o - PDA-I		-0,0664286	0,215677
PDAm-I - Malta-I	*	-0,785278	0,215677
PDAm-I - Pz-I	*	-0,528333	0,215677
PDAm-I - PDA-I	*	-0,891429	0,215677
Malta-I - Pz-I	*	0,256944	0,215677
Malta-I - PDA-I		-0,106151	0,215677
Pz-I - PDA-I	*	-0,363095	0,215677

*: Diferencias significativas.

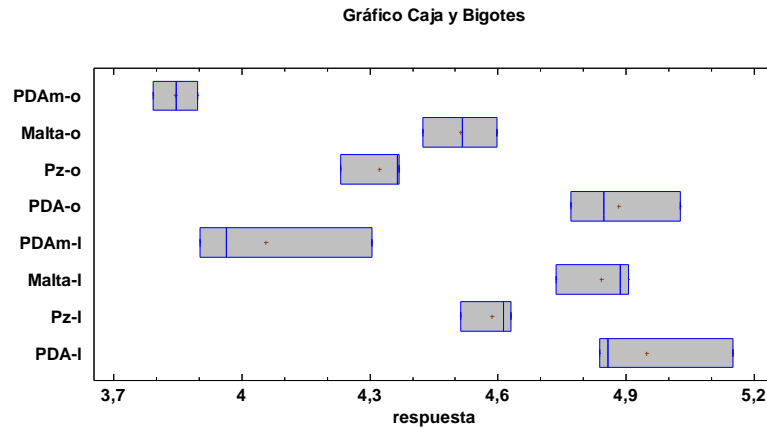


Tabla ANOVA

Anexo 8. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek Dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de Guacamayo (*Basiloxylon excelsum*) en alternancia de luz/oscuridad y oscuridad.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	1,29167	8	0,161459	3,32	0,0164
Intra grupos	0,875447	18	0,0486359		
Total (Corr.)	2,16712	26			

Pruebas de Múltiple Rangos

Método: 95,0 porcentaje LSD

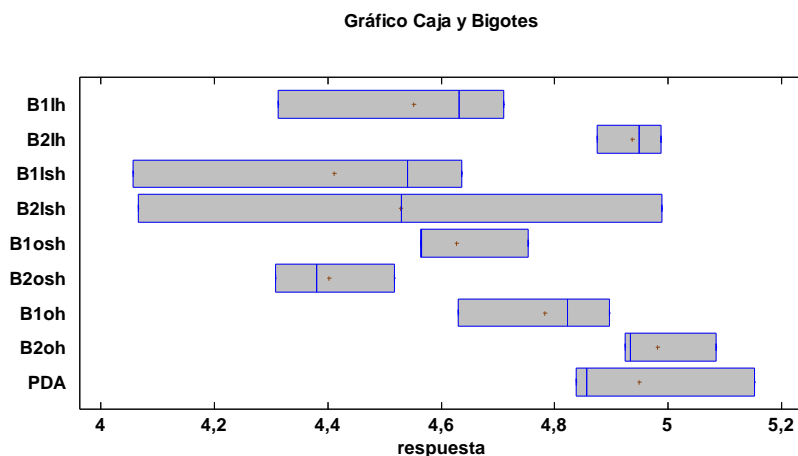
	Casos	Media	Grupos Homogéneos
B2osh	3	4,4025	X
B1lsh	3	4,41093	XX
B2lsh	3	4,52852	XX
B1lh	3	4,55111	XX
B1osh	3	4,62771	XXX

B1oh	3	4,78299	XX
B2lh	3	4,93704	X
PDA	3	4,94881	X
B2oh	3	4,98033	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
B1lh - B2lh	*	-0,385926	0,378307
B1lh - B1lsh		0,140185	0,378307
B1lh - B2lsh		0,0225926	0,378307
B1lh - B1osh		-0,0765972	0,378307
B1lh - B2osh		0,148611	0,378307
B1lh - B1oh		-0,23188	0,378307
B1lh - B2oh	*	-0,429222	0,378307
B1lh - PDA	*	-0,397698	0,378307
B2lh - B1lsh	*	0,526111	0,378307
B2lh - B2lsh	*	0,408519	0,378307
B2lh - B1osh		0,309329	0,378307
B2lh - B2osh	*	0,534537	0,378307
B2lh - B1oh		0,154046	0,378307
B2lh - B2oh		-0,0432963	0,378307
B2lh - PDA		-0,0117725	0,378307
B1lsh - B2lsh		-0,117593	0,378307
B1lsh - B1osh		-0,216782	0,378307
B1lsh - B2osh		0,00842593	0,378307
B1lsh - B1oh		-0,372065	0,378307
B1lsh - B2oh	*	-0,569407	0,378307
B1lsh - PDA	*	-0,537884	0,378307
B2lsh - B1osh		-0,0991898	0,378307
B2lsh - B2osh		0,126019	0,378307
B2lsh - B1oh		-0,254472	0,378307

B2lsh - B2oh	*	-0,451815	0,378307
B2lsh - PDA	*	-0,420291	0,378307
B1osh - B2osh		0,225208	0,378307
B1osh - B1oh		-0,155282	0,378307
B1osh - B2oh		-0,352625	0,378307
B1osh - PDA		-0,321101	0,378307
B2osh - B1oh	*	-0,380491	0,378307
B2osh - B2oh	*	-0,577833	0,378307
B2osh - PDA	*	-0,54631	0,378307
B1oh - B2oh		-0,197343	0,378307
B1oh - PDA		-0,165819	0,378307
B2oh - PDA		0,0315238	0,378307

*: Diferencias significativas.



Anexo 9. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek Dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de roble (*Quercus humboldtii*) en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad.

ANOVA

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
--------	-------------------	----	----------------	---------	---------

Entre grupos	1,8269	8	0,228363	2,65	0,0407
Intra grupos	1,54875	18	0,0860414		
Total (Corr.)	3,37565	26			

Pruebas de Múltiple Rangos

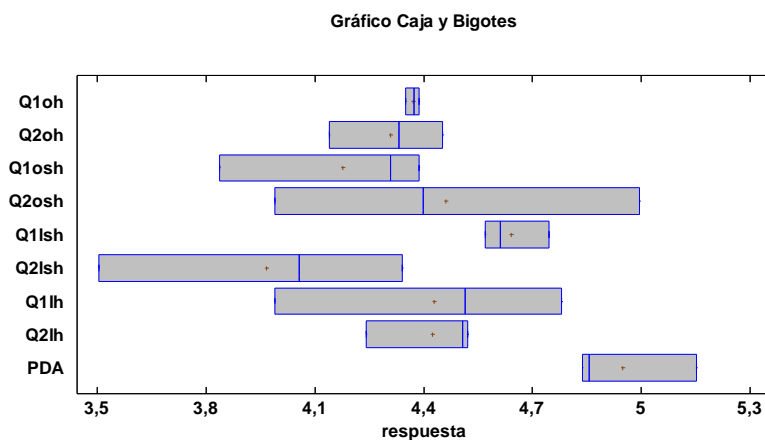
Método: 95,0 porcentaje LSD

	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Q2lsh	3	3,96741	X
Q1osh	3	4,17778	XX
Q2oh	3	4,30778	XX
Q1oh	3	4,37074	XX
Q2lh	3	4,4237	XX
Q1lh	3	4,42852	XX
Q2osh	3	4,46133	XXX
Q1lsh	3	4,64204	XX
PDA	3	4,94881	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
Q1oh - Q2oh		0,062963	0,503175
Q1oh - Q1osh		0,192963	0,503175
Q1oh - Q2osh		-0,0905926	0,503175
Q1oh - Q1lsh		-0,271296	0,503175
Q1oh - Q2lsh		0,403333	0,503175
Q1oh - Q1lh		-0,0577778	0,503175

Q1oh - Q2lh		-0,052963	0,503175
Q1oh - PDA	*	-0,578069	0,503175
Q2oh - Q1osh		0,13	0,503175
Q2oh - Q2osh		-0,153556	0,503175
Q2oh - Q1lsh		-0,334259	0,503175
Q2oh - Q2lsh		0,34037	0,503175
Q2oh - Q1lh		-0,120741	0,503175
Q2oh - Q2lh		-0,115926	0,503175
Q2oh - PDA	*	-0,641032	0,503175
Q1osh - Q2osh		-0,283556	0,503175
Q1osh - Q1lsh		-0,464259	0,503175
Q1osh - Q2lsh		0,21037	0,503175
Q1osh - Q1lh		-0,250741	0,503175
Q1osh - Q2lh		-0,245926	0,503175
Q1osh - PDA	*	-0,771032	0,503175
Q2osh - Q1lsh		-0,180704	0,503175
Q2osh - Q2lsh		0,493926	0,503175
Q2osh - Q1lh		0,0328148	0,503175
Q2osh - Q2lh		0,0376296	0,503175
Q2osh - PDA		-0,487476	0,503175
Q1lsh - Q2lsh	*	0,67463	0,503175
Q1lsh - Q1lh		0,213519	0,503175
Q1lsh - Q2lh		0,218333	0,503175
Q1lsh - PDA		-0,306772	0,503175
Q2lsh - Q1lh		-0,461111	0,503175
Q2lsh - Q2lh		-0,456296	0,503175
Q2lsh - PDA	*	-0,981402	0,503175
Q1lh - Q2lh		0,00481481	0,503175
Q1lh - PDA	*	-0,520291	0,503175
Q2lh - PDA	*	-0,525106	0,503175

*: Diferencias significativas.



Anexo 10. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek Dox modificado con residuos agroforestales de mezcla de aserrines (MDF, Cedro: *Cedrela odorata* y caracoli: *Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad.

Tabla ANOVA

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	2,55651	8	0,319564	4,38	0,0044
Intra grupos	1,31297	18	0,072943		
Total (Corr.)	3,86948	26			

Pruebas de Múltiple Rangos

Método: 95,0 porcentaje LSD

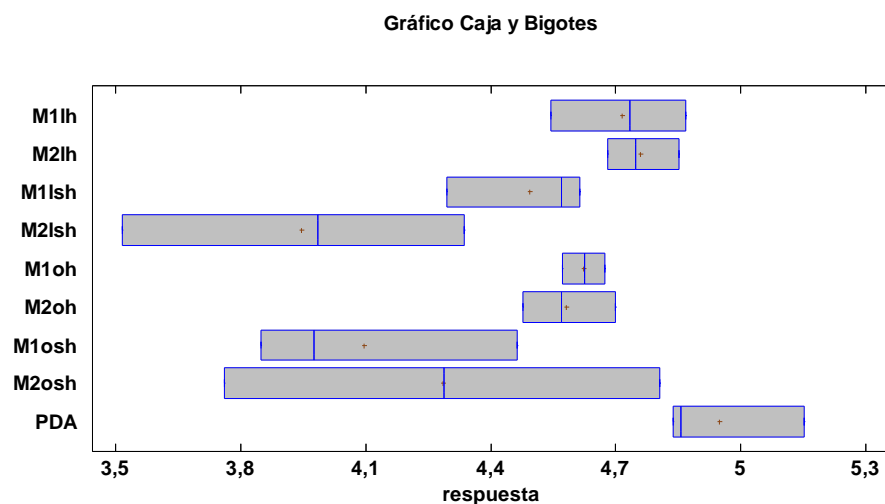
	Casos	Media	Grupos Homogéneos
M2lsh	3	3,9463	X
M1osh	3	4,09667	XX
M2osh	3	4,28556	XXX
M1lsh	3	4,49315	XXX
M2oh	3	4,58185	XX

M1oh	3	4,62312	XX
M1lh	3	4,71481	XX
M2lh	3	4,76021	X
PDA	3	4,94881	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
M1lh - M2lh		-0,0453935	0,463294
M1lh - M1lsh		0,221667	0,463294
M1lh - M2lsh	*	0,768519	0,463294
M1lh - M1oh		0,0916898	0,463294
M1lh - M2oh		0,132963	0,463294
M1lh - M1osh	*	0,618148	0,463294
M1lh - M2osh		0,429259	0,463294
M1lh - PDA		-0,233995	0,463294
M2lh - M1lsh		0,26706	0,463294
M2lh - M2lsh	*	0,813912	0,463294
M2lh - M1oh		0,137083	0,463294
M2lh - M2oh		0,178356	0,463294
M2lh - M1osh	*	0,663542	0,463294
M2lh - M2osh	*	0,474653	0,463294
M2lh - PDA		-0,188601	0,463294
M1lsh - M2lsh	*	0,546852	0,463294
M1lsh - M1oh		-0,129977	0,463294
M1lsh - M2oh		-0,0887037	0,463294
M1lsh - M1osh		0,396481	0,463294
M1lsh - M2osh		0,207593	0,463294
M1lsh - PDA		-0,455661	0,463294
M2lsh - M1oh	*	-0,676829	0,463294
M2lsh - M2oh	*	-0,635556	0,463294
M2lsh - M1osh		-0,15037	0,463294

M2lsh - M2osh		-0,339259	0,463294
M2lsh - PDA	*	-1,00251	0,463294
M1oh - M2oh		0,0412731	0,463294
M1oh - M1osh	*	0,526458	0,463294
M1oh - M2osh		0,337569	0,463294
M1oh - PDA		-0,325685	0,463294
M2oh - M1osh	*	0,485185	0,463294
M2oh - M2osh		0,296296	0,463294
M2oh - PDA		-0,366958	0,463294
M1osh - M2osh		-0,188889	0,463294
M1osh - PDA	*	-0,852143	0,463294
M2osh - PDA	*	-0,663254	0,463294

*: Diferencias significativas



Anexo 11. Evaluación del crecimiento micelial del hongo *Pycnoporus sanguineus* en medio Czapek Dox modificado con residuos agroforestales de aserrín de caracolí (*Anacardium excelsum*) en condiciones de oscuridad y alternancia de luz/oscuridad.

Tabla ANOVA

Fuente	Suma de Cuadrados	de Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P

Entre grupos	1,08671	5	0,217342	8,47	0,0012
Intra grupos	0,307844	12	0,0256537		
Total (Corr.)	1,39455	17			

Pruebas de Múltiple Rangos

Método: 95,0 porcentaje LSD

	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
A1osh	3	4,20815	X
A2osh	3	4,40125	XX
A2lsh	3	4,60167	XX
A1oh	3	4,64542	XX
A1lsh	3	4,81333	XX
PDA	3	4,94881	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
A1lsh - A2lsh		0,211667	0,284938
A1lsh - A1osh	*	0,605185	0,284938
A1lsh - A2osh	*	0,412083	0,284938
A1lsh - A1oh		0,167917	0,284938
A1lsh - PDA		-0,135476	0,284938
A2lsh - A1osh	*	0,393519	0,284938
A2lsh - A2osh		0,200417	0,284938
A2lsh - A1oh		-0,04375	0,284938
A2lsh - PDA	*	-0,347143	0,284938
A1osh - A2osh		-0,193102	0,284938
A1osh - A1oh	*	-0,437269	0,284938
A1osh - PDA	*	-0,740661	0,284938
A2osh - A1oh		-0,244167	0,284938

A2osh - PDA	*	-0,54756	0,284938
A1oh - PDA	*	-0,303393	0,284938

*: Diferencias significativas.

Gráfico Caja y Bigotes

